

UNTERSUCHUNGEN ZUR BRAUCHBARKEIT
DES MOTILITÄTSTESTS MITTELS
MAGNET-MARKIERTER VERSUCHSFISCHE
FÜR DIE KONTINUIERLICHE
GEWÄSSERKONTROLLE

Michael Eichelberger

1982



Digitized by the Internet Archive
in 2026

https://archive.org/details/IA41548326_0003

Aus dem Institut für
Physiologie, Physiologische Chemie und Ernährungsphysiologie
der Tierärztlichen Fakultät der Universität München

Geschäftsführender Vorstand: Prof. Dr. H. Zucker

UNTERSUCHUNGEN ZUR BRAUCHBARKEIT DES MOTILITÄTSTESTS MITTELS
MAGNET-MARKIERTER VERSUCHSFISCHE FÜR DIE KONTINUIERLICHE
GEWÄSSERKONTROLLE

Inaugural-Dissertation
zur Erlangung der tiermedizinischen Doktorwürde
der Tierärztlichen Fakultät
der Ludwig-Maximilians-Universität München

von

Michael Eichelberger

aus

München

München 1982



Gedruckt mit Genehmigung der Tierärztlichen Fakultät
der Universität München

Dekan: Prof. Dr. G. Terplan

Referent: Prof. Dr. H. Zucker

Korreferent: Priv. Doz. Dr. Dr. habil. W. Ahne

Tag der Promotion: 26. Februar 1982

Meinen Eltern
und Sabine

INHALTSÜBERSICHT

	Seite
1. EINLEITUNG	1
2. LITERATURÜBERSICHT	3
2.1. Möglichkeiten zur Kontrolle der Wasserqualität	3
2.2. Fischtest-Verfahren	6
2.2.1. Letalitätstest	9
2.2.2. Schwächungstest	10
2.2.3. Motilitätstest	15
3. EIGENE UNTERSUCHUNGEN	26
3.1. Problemstellung	26
3.2. Material und Methodik	27
3.2.1. Versuchstiere und ihre Haltung	27
3.2.2. Magnetimplantation der Testfische	30
3.2.3. Aufbau und Funktion der Meßplatte	32
3.2.4. Aufbau und Funktion der Testbecken	36
3.2.5. Ermittlung des "Reaktionswertes"	41
3.2.6. Bestimmung der Wasservolumina im Testraum	44
3.2.7. Durchführung der Motilitätsversuche	50
3.2.7.1. Feststellung der "normalen" Motilität von Forellen	51
3.2.7.2. Versuche zur Verbesserung der Haltungsbedingungen durch Anbieten eines Unterstandes	52
3.2.7.3. Untersuchungen zur Auswirkung der Gruppenhaltung auf die Motilität	52
3.2.7.4. Versuche zum Einfluß der Wassertemperatur auf die Motilität	53
3.2.7.5. Untersuchung des Motilitätsverhaltens anderer Testfischarten	54

	Seite
3.2.8. Durchführung der Schadstoffversuche	55
3.2.8.1. Untersuchung der Motilitätsänderung bei Abnahme des O_2 -Gehaltes im Wasser	59
3.2.8.2. Untersuchung der Motilitätsänderung bei Zunahme des CO_2 -Gehaltes im Wasser	60
3.2.8.3. Untersuchung der Motilitätsänderung bei Erniedrigung bzw. Erhöhung des pH-Wertes des Wassers	61
3.2.8.4. Untersuchung der Motilitätsänderung bei Auftreten von Ammoniak im Wasser	61
3.2.8.5. Untersuchung der Motilitätsänderung bei Auftreten von Nitrit im Wasser	62
3.2.8.6. Untersuchung der Motilitätsänderung bei Auftreten von Phenol im Wasser	63
3.2.8.7. Untersuchung der Motilitätsänderung bei Auftreten von Detergentien im Wasser	64
3.2.8.8. Untersuchung der Motilitätsänderung bei Auftreten von Zink im Wasser	65
4. ERGEBNISSE UND DISKUSSION	66
4.1. Motilitätstest und Forelle	66
4.2. Ergebnisse der Motilitätsversuche	73
4.2.1. "Normale" Motilität der Forelle	73
4.2.2. Einfluß eines Unterstandes	74
4.2.3. Motilität bei Gruppenhaltung	75
4.2.4. Einfluß der Wassertemperatur	76
4.2.5. Motilität anderer Testfischarten	80
4.3. Ergebnisse der Schadstoffversuche	82
4.3.1. Auswirkung einer O_2 -Abnahme im Wasser	83
4.3.2. Auswirkung einer CO_2 -Zunahme im Wasser	85
4.3.3. Auswirkung von pH-Änderungen im Wasser	87
4.3.4. Auswirkungen von Ammoniak und Nitrit im Wasser	88

	Seite
4.3.5. Auswirkung von Phenol im Wasser	92
4.3.6. Auswirkung von Detergentien im Wasser	93
4.3.7. Auswirkung von Zink im Wasser	96
4.4. Schlußbetrachtung	164
5. ZUSAMMENFASSUNG	168
Summary	170
6. LITERATURVERZEICHNIS	172
LEBENS LAUF	

Die Belastung unserer Umwelt durch anthropogene Schadstoffe unterschiedlicher Provenienz hat in den letzten Jahren ein Ausmaß angenommen, welches alle Lebewesen ernsthaft gefährdet.

Besonders betroffen von der Verschmutzung sind die Gewässer. Sie wurden zunächst in Unkenntnis der Gefährdung, später vor allem aus wirtschaftlichen Gründen in unverantwortlicher Weise als praktisch überall vorhandene Möglichkeit eines billigen Abtransportes bzw. einer kostenfreien Ablagerung für Abfallstoffe benutzt. Die damit verbundene Gefährdung, nicht nur der im Wasser lebenden Organismen, wurde jedoch mittlerweile erkannt und das Problem des aktiven Gewässerschutzes hat in zunehmendem Maße an Bedeutung gewonnen. Der Erlass eines Abwasserabgabengesetzes zum Verbot der Einleitung von Schadstoffen in das Wasser, verbunden mit einer ständigen Kontrolle der Gewässer auf schädliche Inhaltsstoffe, ist eine der Maßnahmen gegen eine weitere Verschmutzung von Flüssen und Seen.

Bei der Vielzahl der heute in das Wasser gelangenden toxischen Substanzen ist jedoch eine kontinuierliche Gewässerkontrolle auf meßtechnischem Wege allenfalls in nur beschränktem Umfang möglich. Zur Ergänzung müssen deshalb verschiedene biologische Verfahren eingesetzt werden. Be-

sondere Bedeutung hat der sogenannte Fischtest erlangt, bei dem die Fische selbst die Schadstoffindikatoren sind. Auf die Möglichkeit der Durchführung des Fischtests als MOTILITÄTSTEST mittels magnet-markierter Versuchsfische hat PETRY (1975) aufmerksam gemacht. Ziel der vorliegenden Arbeit ist es, die Brauchbarkeit dieser Testmethode für den praktischen Einsatz als Frühwarnsystem bei der biologischen Gewässerkontrolle zu prüfen.

2. LITERATURÜBERSICHT

2.1. Möglichkeiten zur Kontrolle der Wasserqualität

Ein hoher Verschmutzungsgrad von Gewässern kann oft schon organoleptisch festgestellt werden. Vielfach sind eine veränderte Farbe des Wassers, Trübungen durch Schwebestoffe, Ölfilme und Schaumbildungen an der Oberfläche u. ä. als Merkmal einer Schadstoffeinleitung zu beobachten. Andere chemische Inhaltsstoffe machen sich durch einen penetranten Geruch oder durch einen besonderen Geschmack des Wassers bemerkbar. Solche Feststellungen sind verständlicherweise jedoch nicht empfindlich genug, darüber hinaus nicht objektiv und weder quantifizierbar noch qualifizierbar. Auch ist eine ständige Kontrolle des Wassers in dieser Weise für die Praxis kaum vorstellbar. Aus den genannten Gründen wird eine meßtechnische Überwachung der Gewässer angestrebt, wobei physikalische oder chemische Verfahren zur Anwendung kommen. Eine kontinuierliche Wasserkontrolle ist jedoch nur für einige wenige Parameter möglich. So können beispielsweise Temperatur, pH-Wert, Sauerstoffgehalt, elektrische Leitfähigkeit sowie Farbe und Trübung eines Gewässers fortlaufend gemessen werden. Ein Nachweis bestimmter chemischer Inhaltsstoffe kann i.d.R. aber nur erfolgen, wenn dem Wasser Proben entnommen und diese un-

tersucht werden. Diese Analysen sind mehr oder weniger arbeits- und zeitaufwendig. Gerade bei einem Fließgewässer ist es deshalb durchaus möglich, daß zwischen dem Auftreten einer "Schadstoffwelle" und dem Erkennen dieses Tatbestandes zuviel Zeit verstreicht, um entsprechende Gegenmaßnahmen einleiten zu können. Andererseits können auf chemo-physikalischem Wege mögliche Interaktionen einzelner Schadstoffe und möglicherweise dadurch bedingte potenzierte Wirkungen auf die im Wasser lebenden Organismen nicht erfaßt werden. Auch sind schädliche Langzeitwirkungen auf die Wassertiere mittels nichtbiologischer Meßverfahren kaum erkennbar. Weiterhin kann man die infolge der aquatischen Nahrungsketten auftretenden möglichen Kumulationen von Schadstoffen in den Wassertieren kaum abschätzen.

Vor diesem Hintergrund wurden die verschiedensten Methoden zur biologischen Gewässerkontrolle entwickelt mit dem Ziel, die nur mangelhafte meßtechnische Überwachung zu ersetzen oder zumindest zu ergänzen. Die Verfahren sind zwar unspezifisch, d. h. sie vermögen nur anzuzeigen, daß sich die Wasserqualität geändert hat und nicht, warum sie sich änderte, sie erlauben aber eine kontinuierliche Kontrolle der Gewässer und vermögen z. T. das Auftreten von Schadstoffen im Wasser praktisch momentan anzuzeigen. Um welchen Schadstoff es sich dann handelt, muß durch spezifi-

sche chemische Analysen geklärt werden.

Die Basis der Tests mit Mikroorganismen (Bakterien, Algen u. ä.) ist gewöhnlich eine Prüfung der Beeinflussung bestimmter physiologischer Vorgänge durch Schädwässer. Meßparameter sind u. a. die Assimilationsrate bei Algen (HARRISS et al., 1970) oder der Glucoseabbau bzw. Sauerstoffverbrauch bei Bakterien. Von besonderer Bedeutung ist die Feststellung des biochemischen Sauerstoffbedarfs (BSB), aus dessen Höhe einerseits auf die Leistungsfähigkeit der Abbau-Mikroorganismen in einem Gewässer und andererseits auf den Grad der organischen Belastung des Gewässers rückgeschlossen werden kann. Die Tatsache, daß Protozoen außerordentlich empfindlich auf Veränderung der Wasserqualität reagieren, veranlaßt die Durchführung sogenannter Protozoen-Tests. So gibt z. B. beim Sonnentierchen (*Heliozoa Echinospaerium*) die Zeit der Pseudopodienretraktion Auskunft über die Konzentration eines Schadstoffes im Wasser (ROTH und SHIGINAKA, 1970). Eine besondere Bedeutung hat mittlerweile der Daphnien-Test erlangt, bei dem O₂-Verbrauch, Herzfrequenz, Reproduktionsfähigkeit oder auch Mortalität der Tierchen als Kriterien herangezogen werden (BAUDOUIN und SCOPPA, 1974; GELLER, 1975; BUIKEMA et al. 1976). Wasserflöhe (und auch Hüpferlinge, Cyclops) sind neben ihrer Empfindlichkeit und guten Vergleichsmöglichkeit als biologische Wasserindikatoren des-

halb von besonderer Wichtigkeit, da sie in den aquatischen Nahrungsketten den Übergang von den Kleinstlebewesen zu den höher organisierten Wassertieren, insbesondere zu den Fischen darstellen. Hinweise auf die Qualität von Fließgewässern können auch über Köcherfliegen-Larven (Hydropsyche-Test) gewonnen werden, die ihr Netz je nach Art und Konzentration eines Schadstoffes sehr unregelmäßig ausgestalten (BESCH et al. 1977). Erwähnt seien schließlich auch die Tests mit Mollusken, in denen vor allen in Langzeit-Untersuchungen die in Schadwasser sich ergebenden Veränderungen des Freßverhaltens, der Schalenbildung oder der Reproduktionsleistung beobachtet werden (CANTON und SLOOF, 1977).

2.2. Fischtest-Verfahren

Von allen biologischen Verfahren haben aufgrund der größeren Aussagekraft Untersuchungen mit Fischen die verbreitetste Anwendung gefunden. Abbildung 1 gibt eine Übersicht über die verschiedenen Fischtest-Verfahren. Bezüglich der Verfahrensweise kann man zwischen der statischen und dynamischen Methode unterscheiden. Beim statischen Test werden die Versuchsfische in einem abgeschlossenen Behältnis ohne Wasserwechsel über die gesamte Testdauer gehalten,

FISCHTEST-VERFAHREN

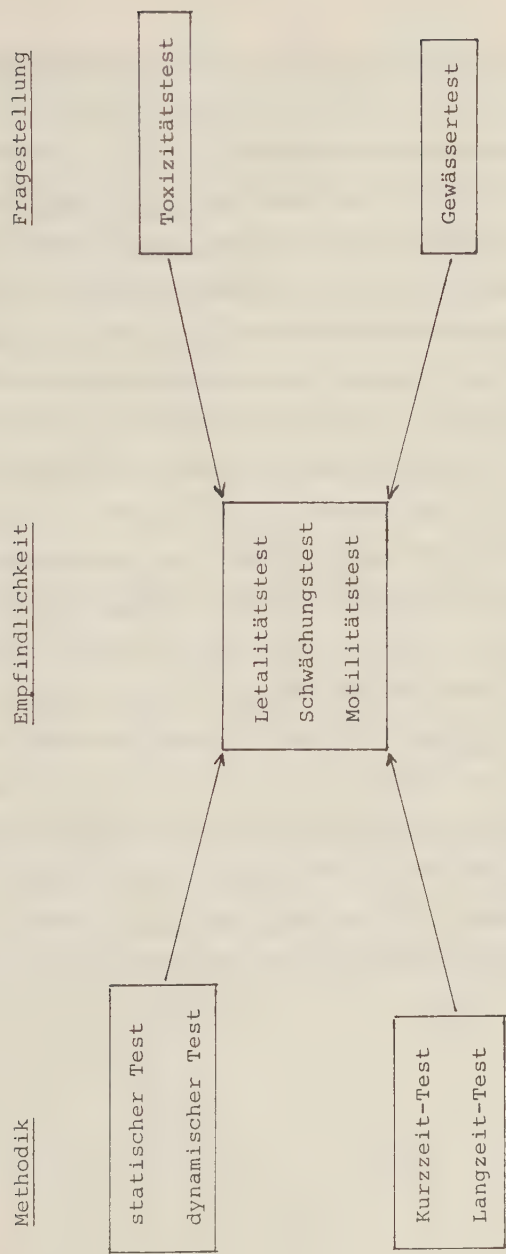


Abbildung 1: Einteilung der gebräuchlichen Fischtest-Verfahren (nach PETRY, 1981)

während beim dynamischen Test die Tiere aus versuchstechnischen Gründen in strömendes Wasser eingesetzt werden. Hinsichtlich der Versuchsdauer sind die zur Erkennung akuter Vergiftungen durchgeführten Kurzzeit-Tests mit hohen Schadstoffkonzentrationen von den Langzeit-Tests abzugrenzen, in denen die chronische Einwirkungsdauer niedriger Schadstoffkonzentrationen sowohl am Fischindividuum als auch an den verschiedenen Entwicklungsstadien eines Fisches geprüft werden kann. Hinsichtlich der Fragestellung muß man Toxizitätstests und Gewässertests auseinanderhalten. Beim Toxizitätstest wird die Frage geprüft, ob überhaupt, und wenn, inwieweit eine Substanz eine toxische Wirkung auf Fische hat. Dagegen dient beim Gewässertest der Fisch direkt als Indikator für die Überprüfung eines Gewässers auf fischtoxische Inhaltsstoffe bzw. auf Veränderungen der Wasserqualität. Weiterhin kann man die Fischtest-Verfahren entsprechend der Empfindlichkeit, d. h. entsprechend der verschiedenen physiologischen Reaktionen der Testfische auf unterschiedlich hohe Schadstoffkonzentrationen unterscheiden (PETRY, 1977) in Letalitätstests (Seite 9), Schwächungstests (Seite 10) und Motilitätstests (Seite 15).

2.2.1. Letalitätstest

Beim Letalitätstest wird die Toxizität einer Schadstofflösung bzw. eines Schadwassers anhand der Todesrate der belasteten Versuchsfische nach einer bestimmten Einwirkungszeit bewertet. Zur Durchführung werden die Fische in unterschiedliche Verdünnungen der Schadstofflösung bzw. des Schadwassers eingesetzt und ihre prozentuale Sterblichkeit ermittelt. Als Bewertungsmaßstab für die Fischschädlichkeit eines Stoffes gilt die letale Konzentration LC_0 und die letale Konzentration LC_{100} . Der erste Wert gibt die Höchstkonzentration eines Stoffes an, bei der sämtliche Fische den Test noch überleben, während der letztere die niedrigste Konzentration des Stoffes anzeigt, bei der bereits sämtliche Testfische sterben. Die LC_{50} ist dann die mittlere letale Konzentration, bei der 50 % der Tiere überleben.

Für den Letalitätstest setzte sich insbesondere MANN (1975) ein und schlug ihn als "Deutsches Einheitsverfahren zur Wasseruntersuchung" vor. Dabei erfolgt die Beurteilung der Giftwirkung eines Schadstoffes an Goldorfen (*Leuciscus Idus Melanotus*) im statischen Test unter standardisierten Versuchsbedingungen.

2.2.2. Schwächungstest

Mit dem Schwächungstest können im Vergleich zum Letalitätstest im Wasser auftretende Schadstoffe in niedrigeren Konzentrationen erfaßt werden, da mit dieser Methode bereits eine Schwächung oder Lähmung der Testfische registriert werden kann. Beim Schwächungstest wird die Eigenschaft der Fische genutzt, sich in einer horizontalen Wasserströmung ortsfest zu halten (Rheomenotaxis) bzw. gegen diese anzuschwimmen (positive Rheotaxis). Als Folge der Einwirkung von Schadstoffen im Wasser werden die Versuchsfische im Verlaufe dieses dynamischen Tests geschwächt oder gelähmt und somit mit der Wasserströmung abgetrieben. Dies wird mit einer geeigneten Meßvorrichtung registriert.

Zur Durchführung des Schwächungstests sind verschiedene Strömungstestanlagen konstruiert worden (u. a. von BISHAI, 1960; BLAZA et al., 1960; BRETT, 1964; THOMAS et al., 1964). Besonders verdient gemacht haben sich BESCH und Mitarbeiter. Bei der von BESCH und JUHNKE (1971) zunächst vorgeschlagenen und dann von BESCH et al. (1974) weiterentwickelten Apparatur hat das Testbecken Arenaform. Der Aufenthaltsraum der Fische ist ein Teil der Arena und wird als Testraum durch zwei gegenüberliegende Lamellengitter abgegrenzt. Das Becken wird in Horizontalrichtung mit Wasser beströmt. Aufgrund ihres rheotaktischen Verhaltens schwim-

men die Testfische gegen diese Wasserströmung an und sammeln sich im vorderen Abschnitt des Testraumes. Um einer möglichen Ermüdung der Fische vorzubeugen, wird die horizontale Wasserströmung mittels Magnetventilen und Düsen in gewissen Zeitabständen in eine Vertikalströmung umgewandelt. In dieser Phase schwimmen die Fische dann im Schwarm durch den gesamten Aufenthaltsbereich. Der eigentliche Test wird mit Horizontalströmung durchgeführt. Infolge der Schadstoffeinwirkung können sich die geschwächten oder gelähmten Fische nicht mehr in der Wasserströmung halten und werden mit dieser zum Ausgang des Testraumes abgetrieben. Dort lösen sie durch Unterbrechung einer Lichtschranke elektrische Impulse aus, die von einer geeigneten Vorrichtung zur Alarmgebung registriert werden. Dadurch, daß zusätzlich die Wasserströmung nahe der Oberfläche durch geeignete Maßnahmen verstärkt ist, kann im Vergleich zu den Apparaturen anderer Autoren der Zeitpunkt der Alarmauslösung vorverlegt, d. h. im Wasser auftretende Schadstoffe in niedrigeren Konzentrationen erfaßt werden. Es kann nämlich davon ausgegangen werden, daß im Oberflächenbereich sich nur bereits geschwächte Tiere aufhalten, da die Wasseroberfläche normalerweise von Fischen gemieden wird (SCHERER, 1975). Zur meßtechnischen Nutzung dieses Effektes wurde in einer später beschriebenen Fischtestanlage unterhalb der Wasseroberfläche eine

zusätzliche Lichtschranke installiert (BESCH et al., 1977). Eine Besonderheit stellt auch die in Anlehnung an VIVIER (1972) benutzte Scheuchanlage im hinteren Abschnitt des Testraumes dar. Sie wird ausgelöst, wenn die Fische die dort angebrachte Lichtschranke unterbrechen und veranlaßt die nicht Schadstoff-geschwächten Tiere den hinteren Abschnitt des Testraumes zu meiden. Bei dem von ERMISCH und JUHNKE (1973) vorgestellten "Arenabecken" wird der hintere Testraum durch ein Reaktionsgitter aus straff gespannten Nylonfäden begrenzt: Berühren die mit der Strömung abgetriebenen, geschwächten Testfische dieses Gitter, so werden über geeignete Drucksensoren entsprechende elektrische Signale ausgelöst, die registriert bzw. zur Alarmgebung genutzt werden.

Bei dem von ZAHNER (1962) beschriebenen Verfahren wird die Verteilung der Fische im Testkanal der Apparatur bei horizontal strömendem Wasser als Kriterium für die jeweilige durchschnittliche Bewegungsaktivität der Tiere betrachtet. Treten im Wasser Stoffe mit erregungssteigernder Wirkung auf, verstärkt sich die positive Rheotaxis der Fische, und sie halten sich deshalb nahezu vollzählig im vorderen Drittel des Testkanals auf. Bei der Einwirkung aktivitätsmindernder Schadstoffe befinden sich die Tiere dagegen im hinteren Drittel des Kanals.

Die Methodik des Schwächungstests mittels horizontaler

Wasserströmung erscheint mittlerweile so weit ausgereift, daß im Handel gebrauchsfertige Apparaturen angeboten werden¹⁾. Das Verfahren findet jedoch auch seine Kritiker. So führt beispielsweise REIMANN (1974) an, daß bei den Testfischen durch das praktisch ständige horizontale Anströmen des Testwassers Schäden auftreten könnten. Er schlägt deshalb zur Durchführung des Schwächungstests ein Versuchsbecken vor, bei dem das Wasser ständig, durch Lochplatten verteilt, von unten nach oben im Testraum umgewälzt wird. Als Kriterium für die Reaktion der Fische auf Schadstoffe wird das "An-die-Oberfläche-Schwimmen" der Tiere gewertet.

Bei der von LINDAHL und SCHWANBOM (1971 a) sowie von LINDAHL et al. (1976) zur Durchführung des Schwächungstests beschriebenen Rotationsflußtechnik wird der Fisch in einer engen, waagerecht installierten Röhre gehalten. Die Röhre wird um ihre Längsachse gedreht, wodurch das horizontal, zunächst laminar in die Röhre einströmende Wasser gleichzeitig eine Rotation um die Längsachse der Röhre erfährt. Testkriterium ist die Fähigkeit des Fisches,

1) z. B. Fischtest-Warnanlage der PASSAVANT-WERKE MICHEL-BACHER HÜTTE, Aarbergen.
Automatisches Fischtestgerät Modell BIOSENS AFT 37
Wissensch.-Techn.-Werkstätten (WTW), Weilheim (OBB).

sich den im Wasser in Abhängigkeit zu der Rotationsgeschwindigkeit der Röhre auftretenden Drehmomentskräften zu widersetzen. Je nach Konzentration und Einwirkungszeit eines Schadstoffes wird der Testfisch im Vergleich zu einem Kontrolltier bereits bei niedrigeren Rotationen der Röhre von den Wasserströmungen mitgerissen.

FRY und HART (1948) beschrieben für den Schwächungstest erstmals ein Verfahren mit einem rotierenden Ringkanal, welches später u. a. auch von HAMMOND et al. (1966) modifiziert wurde. Bei dieser Methode befindet sich der Fisch in einem mit Wasser gefülltem Ringkanal. Zur Durchführung des Tests wird dieser Kanal in Rotation um seine Achse gesetzt, wobei das Wasser zunächst aufgrund seiner Trägheit gegenüber dem Ring zurückbleibt, dann aber infolge der Wandreibung allmählich die gleiche Rotationsgeschwindigkeit wie der Ring erfährt. Der Testfisch schwimmt gegen die so erzeugte Wasserströmung an und verbleibt bei Nichtschädigung durch Schadstoffe für den Beobachter an gleicher Stelle.

Ein apparativ verhältnismäßig einfaches, allerdings nur für kleine Fische einsetzbares Schwächungstest-Verfahren führte CARTER (1962) an. Die Versuchsfische sind dabei einer durch einen sogenannten Magnetprüher erzeugten Was-

serturbulanz ausgesetzt. Bei Schädigung durch Substanzen werden sie durch die Turbulenzen des Wassers in ihrem Schwimmverhalten beeinträchtigt bzw. von der Wasserrotation mitgerissen.

2.2.3. Motilitätstest

Die höchste Aussagekraft erbringt der Fishtest bei Durchführung als MOTILITÄTSTEST, da hierbei bereits durch Verschlechterung der Wasserqualität bedingte Änderungen des Wohlbefindens der Testfische auf dem Wege der Registrierung ihrer veränderten Motilität erfaßt werden können. Im Wasser auftretende Schadstoffe werden deshalb mit dem MOTILITÄTSTEST schon bei vergleichsweise geringen Konzentrationen bemerkt.

Die Durchführung des MOTILITÄTSTESTS setzt ein brauchbares Verfahren zur kontinuierlichen meßtechnischen Aufzeichnung der Spontanaktivität von Fischen voraus. Das Problem der Bewegungsmessung am Versuchstier, insbesondere an Fischen ist aber bis heute nur unbefriedigend gelöst.

Auf mechanischen Prinzipien funktionierende Meßverfahren, wie sie zur Registrierung der körperlichen Aktivität von landlebenden Versuchstieren benutzt werden können (z. B.

Schwingkäfig bzw. Zitterkäfig), eignen sich zur Registrierung der Motilität von Fischen wegen ihrer sozusagen räumlichen Fortbewegungsweise nur wenig. Einen Versuch in dieser Richtung unternahmen allerdings CORTI und WEBER (1948). Sie erfaßten die Bewegungsaktivität von Fischen in einem kleinen Behälter auf indirektem Wege, indem die durch die Tierbewegungen verursachten Elongationen des frei aufgehängten Behälters registriert werden. Eine mechanische Registrieranordnung zur Untersuchung der Schwimmaktivität von Bodenfischen wurde von HEMPEL et al. (1956) entwickelt. Das Versuchstier, z. B. eine Flunder, ist dabei in einem leichten Gitterkäfig untergebracht, der über einen Faden mit einer Hebelwaage verbunden und frei beweglich in ein größeres Aquarium eingehängt ist. Die Hebelwaage registriert als Maß für die Bewegungsaktivität des Fisches seine Ruhephasen durch Anzeige der Belastung des Käfigbodens durch den darauf ruhenden Fisch.

Für Motilitätsmessungen an Fischen bieten sich praktisch nur berührungsfrei arbeitende Meßverfahren an. Eine Möglichkeit besteht darin, die Spontanaktivität von Fischen indirekt über die Registrierung der von ihnen ausgelösten Wasserbewegungen zu erfassen. Eine solche Methode wurde erstmals von SPOOR (1946) beschrieben. Er benutzte ein vierflügeliges Paddel aus Aluminiumfolie, welches

freibeweglich an einem feinen Draht in das Versuchsaquarium einhing und durch einen Gitterkorb gegen direkte Berührung durch die Fische geschützt war. Bewegten sich die Fische, brachten die entstehenden Wasserbewegungen das Paddel aus seiner Ruhelage, wodurch ein an der Paddelaufhängung installierter elektrischer Kontakt getätigt wurde. Die auf diese Weise registrierten Elongationen des Paddels wurden als Maß für die Spontanaktivität der Tiere gewertet.

RUHLAND und HEUSNER (1959) stellten eine Methodik vor, bei der die von dem sich bewegenden Fisch an der Wasseroberfläche erzeugten Wellen mittels zweier Elektroden ermittelt werden: Eine Elektrode ist in das Aquarienwasser eingetaucht, während die andere unmittelbar über der Wasseroberfläche angebracht wird. Durch jede Wasserwelle wird der an den beiden Elektroden anstehende elektrische Stromkreis geschlossen. Die Dauer des dabei entstehenden Stromflusses wird dann als Maß für die Bewegungsaktivität des Fisches registriert.

HEUSNER und ENRIGHT (1966) ermittelten die Bewegungsaktivität von Fischen anhand der Veränderung der unterschiedlichen Wärmeableitung an einem Thermistor, welche durch die Wasserbewegungen hervorgerufen wird: Die Temperatur und somit der elektrische Widerstand des im Aquarium untergetauchten Thermistors bleiben stets dann gleich, wenn

die Konstanz der Wassertemperatur nicht durch Wasserbewegungen gestört wird. Dies ist jedoch nicht der Fall, wenn sich die eingesetzten Fische bewegen. Durch die dabei erzeugten Wasserbewegungen erhöht sich der Wärmeverlust des Systems, die Temperatur des Thermistors sinkt ab, wodurch sich wiederum gleichzeitig sein elektrischer Widerstand entsprechend erniedrigte. Der Thermistor ist Bestandteil einer Wheatstone'schen Meßbrücke ebenso wie ein zweiter identischer, der mittels eines Plastikrohrmantels gegen Wasserbewegungen geschützt ist. Die daraus resultierenden, unterschiedlichen Abkühlungen der beiden Thermistoren führen zu Verstimmungen der Wheatstone'schen Meßbrücke und so zu meßbaren Veränderungen des Brückenstromes, welche die Wasserbewegungen bzw. die Tierbewegungen anzeigen.

BEAMISH und MOOKHERJII (1964) sowie MATHUR und SHRIVASTAVA (1970) bedienten sich ebenfalls der thermischen Meßmethode. Bei ihrer Versuchsanordnung befindet sich in unmittelbarer Nähe eines Heizstabes ein Thermometer. Ein Zeitnehmer registriert die Einschaltdauer des Heizers. Diese erhöht sich, wenn die Versuchsfische im Aquarium sich bewegen und die dadurch bedingten Wasserbewegungen einen vermehrten Wärmeverlust des Aquariumwassers zur Folge haben.

Sehr verbreitet zur meßtechnischen Erfassung der körperlichen Aktivität von Fischen ist die Verwendung von Licht-

schranken. Im einfachsten Falle werden dabei eine oder nur wenige Lichtschranken zur Abtastung des Meßraumes installiert (KLEEREKOPER et al., 1967 a, 1969; CLAIRNS et al., 1973; HALL et al., 1975). Bei dieser Anordnung können im wesentlichen jedoch nur Lokomotionen der Fische gemessen werden. Um die Gesamtmotilität von Fischen, d. h. auch ihre Lokalmotilität berücksichtigen zu können, ist die Verwendung sehr vieler Lichtschranken erforderlich. Eine solche Vorrichtung ist z. B. von KLEEREKOPER et al. (1970) beschrieben worden. Eine weitere Verbesserung erreichten HAFEEZ und BARBER (1976) wie folgt: Die Versuchsfische befinden sich in einem Ringkanal, der von seinem Zentrum aus durch eine Infrarotlampe beleuchtet wird. Um den Ringkanal rotiert ein mit mehreren übereinander in einer Reihe angeordneten Fotozellen besetzter Arm. Die Fotozellen geben immer dann einen registrierbaren elektrischen Impuls ab, wenn das auf sie treffende Infrarotlicht durch einen Fisch oder eine unbewegliche, lichtundurchlässige Marke unterbrochen wird. Die jeweiligen Zeitdifferenzen, die sich aus diesen korrespondierenden Messungen ergeben, sind ein Maß für die lokomotorische Aktivität der Versuchsfische in dem Ringkanal.

Anstatt Lichtschranken werden neuerdings auch sogenannte Ultraschallschranken eingesetzt. BYRNE (1970) z. B. ver-

folgte die Schwimmaktivität von Fischen in einem Ringkanal, indem er mit Ultraschall-Transducern das jeweilige Vorbeischwimmen der Fische an einer bestimmten Stelle des Kanals registrierte. Diese Anordnung findet sich auch in einem vom Handel angebotenen Meßgerät¹⁾.

Auf die Möglichkeit der Nutzung des sogenannten DOPPLER-Effektes zur Registrierung der Motilität von Fischen wiesen CUMMINGS (1963) und MEFFERT (1968) hin. Hierbei wird ein Aquarium über einen Transducer mit Ultraschallwellen beschickt, deren Frequenz sich bei Reflexion an den sich bewegenden Fischen verändert. Die reflektierten Wellen werden über einen zweiten Transducer aufgenommen. Aus der Frequenzverschiebung kann auf die Lokomotionen der Tiere geschlossen werden.

Bei einem handelsüblichen Meßgerät²⁾ werden über einen Transducer stehende Ultraschallwellen erzeugt, die bei Bewegungen der Versuchsfische aufgrund ihrer Labilität sofort zusammenbrechen. Die so gestörten Ultraschallwellen werden über einen zweiten Transducer auf ein Meßgerät übertragen und in Registrierimpulse umgeformt.

1) AQUAMEX, Fa. AB Farad, Stockholm / Schweden

2) Aquatic Activity Monitor BIOPULSE, Alpine Geophysical Associates, Inc. Norwood, New Jersey, USA

Zu erwähnen ist auch die Streifenzylinder-Methode, die (z. B. von SHIRER et al., 1968) insbesondere zur Feststellung des gestörten Bewegungsverhaltens von Fischen bei der Beantwortung verschiedener Fragestellungen auf dem Gebiet der Fischtoxikologie und Verhaltensforschung eingesetzt wird. Bei dieser Methode befinden sich die Testfische in einem zylindrischen Aquarium, um welches ein mit gleich breiten, vertikal angeordneten, abwechselnd schwarzen und weißen Streifen versehener Zylinder rotiert. Überschreitet die Rotation des Streifenzylinders eine bestimmte Geschwindigkeit, wird bei den Fischen eine Nachfolgereaktion zwingend ausgelöst (optomotorische Reaktion), und sie schwimmen im Sinne der sich bewegenden Trommel an der Außenwand des Aquariums entlang. Im Hinblick auf den Fischtest sei dazu bemerkt, daß diese Reaktion der Fische in Gegenwart von Schadstoffen gestört ist.

Bekanntlich ändert sich die Atemfrequenz von Fischen in direkter Abhängigkeit zu Änderungen der Wasserqualität. Hiervon ausgehend können die verschiedenen zur Messung der Atmung von Fischen entwickelten Verfahren auch zur Prüfung des Wassers auf eventuell auftretende Schadstoffe genutzt werden. Bei der von SCHAUMBURG et al. (1967) beschriebenen Methodik werden die beim Atmungsvorgang entstehenden Unterschiede des hydrostatischen Druckes in der

Maulhöhle des Fisches gemessen. Dazu wird das Tier in einer engen Röhre gehalten und ihm ein Tubus in die Maulhöhle eingebracht, der über eine flexible Kanüle mit einem druckempfindlichen Meßwertfühler verbunden ist. Eine ähnliche Vorrichtung benutzte SAUNDERS (1961), allerdings mit einem zusätzlichen Tubus in der Kiemenhöhle (Differenzdruckmessung) und einer etwas geänderten Meßwertregistrierung. Bei der von HALSBAND (1955) angeführten Methode befindet sich der Versuchsfisch ebenfalls in einer engen Röhre. Zur Registrierung der Atembewegungen des Tieres ist über ihm in Höhe der Kiemen eine gabelförmige Elektrode installiert sowie eine weitere vor seinem Maul. Jede Atembewegung führt über die damit ausgelösten Wasserbewegungen zu Änderungen des elektrischen Potentials zwischen den beiden Elektroden, die in geeigneter Weise als repräsentativ für die Atmung des Fisches registriert werden. Dieses Meßprinzip erfuhr eine Weiterentwicklung durch SPOOR et al. (1971). In der von ihm vorgestellten Versuchsanordnung bewegt sich der Fisch frei in einem Aquarium, bei welchem die Elektroden an dessen Wänden installiert sind.

Einen Hinweis auf ein relativ einfaches Meßprinzip zur Erfassung der Bewegungsaktivität von Fischen findet sich bei

LILLELUND (1967). Er bedientesich einer Sonde wie sie zum Aufsuchen magnetischer Störfelder verwendet wird. An den Testfischen wurden kleine Dauermagnete befestigt. Die bei Bewegungen der Tiere auftretenden Veränderungen des Magnetfeldes wurden von der Sonde erfaßt und durch ein Magnetoscop angezeigt. Zur gleichen Zeit publizierten DE GROOT und SCHUYF (1967) ein Verfahren zur Registrierung der Schwimmaktivität von Plattfischen mittels induzierter Spannungen. Sie markierten ebenfalls ihre Versuchsfische mit Permanentmagneten und versenkten im Bodensand des Hälterungsbeckens eine Drahtspule, in der bei Bewegungen der Tiere entsprechende SpannungsschöÙe induziert wurden.

Unabhängig davon hat PETRY (1970 a, b, c) im Zusammenhang mit der Bestimmung des energetischen Grundumsatzes von Tieren in Respirationsversuchen die Möglichkeit der Bewegungsmessung am Versuchstier nach dem Prinzip der Magnetinduktion neu entdeckt und gleichzeitig auf die universale Anwendungsmöglichkeit des Verfahrens bei allen sich relativ schnell bewegenden Tierarten hingewiesen. Im Vergleich zu anderen bekannten Meßprinzipien lassen sich mittels induzierter Spannungen die Körperbewegungen von Tieren relativ einfach und zuverlässig registrieren: Zur Durchführung des Verfahrens wird dem Versuchstier ein kleiner stabförmiger Dauermagnet in der Nähe seines Körperschwerpunktes

unbeweglich befestigt und das Tier im sensiblen Bereich einer Drahtspule gehalten. Bei Bewegungen des Tieres werden diese auf den Magneten übertragen, wodurch es zu Lageveränderungen des Magneten gegenüber der Spule kommt. Die in der Spule in Abhängigkeit zu Geschwindigkeit, Richtung und Intensität der Magnetbewegung (= Tierbewegung) induzierten SpannungsschöÙe (Magnetinduktion) sind ein direktes MaÙ für die Bewegungsintensität des Tieres. Diese kann durch analoge Aufzeichnung der Amplituden der SpannungsschöÙe (Geschwindigkeit der Körperbewegungen) oder durch Registrierung der Anzahl der SpannungsschöÙe (Zählung der Körperbewegungen) erfaÙt werden.

PETRY hat dann die Möglichkeit des Einsatzes magnetmarkierter Testfische für die kontinuierliche Gewässerkontrolle erkannt und den im Vergleich zu anderen bisher eingesetzten Fischtest-Verfahren am empfindlichsten MOTILITÄTSTEST als Frühwarnsystem zum Gewässerschutz vorgeschlagen. Im Bemühen um eine dazu brauchbare Methodik wurden die Testfische (Forellen) zunächst in einer mit Drahtwindungen umwickelten Plexiglasröhre gehalten und der Magnet äußerlich am Unterkiefer der Tiere befestigt (PETRY, 1975, 1976). Zur weiteren Verbesserung des MOTILITÄTSTESTS wurden später die Testfische durch Implantation des Magneten in die Leibeshöhle markiert (PETRY, 1977). Weiterhin wurden die Fische nicht mehr innerhalb der für den MeÙvorgang

notwendigen Drahtspule gehalten, sondern über einer sensiblen Meßplatte, die durch Aufsplittung der Induktionsspule in mehrere Teilspulen und deren Anordnung nebeneinander in einer Ebene erstellt wurde.

Die prinzipielle Eignung des MOTILITÄTSTESTS mittels magnet-markierter Testfische als Frühwarnsystem für die kontinuierliche, biologische Gewässerkontrolle konnte durch orientierende Untersuchungen mit einigen Detergentien aufgezeigt werden.

3. EIGENE UNTERSUCHUNGEN

3.1. Problemstellung

Grundlage des von PETRY (1977) für die biologische Qualitätskontrolle von Gewässern vorgeschlagenen MOTILITÄTSTESTS ist die kontinuierliche Registrierung der Bewegungsaktivität von Versuchsfischen mittels induzierter Spannungen und die dadurch mögliche Registrierung der Veränderung ihrer Spontanaktivität bei Verschlechterung der Wasserqualität.

Um den hier geforderten Nachweis der Brauchbarkeit des MOTILITÄTSTESTS für den praktischen Einsatz erbringen zu können, war es notwendig, zunächst das "normale" Bewegungsverhalten der Testfische in Frischwasser zu ermitteln, wobei gleichzeitig das Ausmaß des Einflusses verschiedener natürlicher Umweltfaktoren auf das Bewegungsverhalten der Tiere geprüft werden mußte, um später die durch die Verschlechterung des Wassermilieus - sei es durch Veränderungen der chemo-physikalischen Wasserqualität oder durch Auftreten von Schadstoffen im Wasser - bedingte Änderung der tierischen Motilität eindeutig feststellen zu können. Die vorliegenden Untersuchungen wurden deshalb mit 3 Problemstellungen durchgeführt:

a. Versuche zur Methodik

Erstellung einer brauchbaren Testvorrichtung, Ausarbeitung eines praktikablen Testverfahrens und Auswahl einer geeigneten Testfischart für die hier angestellten Untersuchungen.

b. Durchführung von Motilitätsversuchen

Ermittlung des "normalen" Bewegungsverhaltens der geeigneten Testfische unter Berücksichtigung der Veränderung einiger physiologischer Umweltparameter.

c. Durchführung von Schadstoffversuchen

Prüfung der Motilitätsveränderung von Testfischen bei Veränderungen der chemo-physikalischen Wasserqualität sowie bei Auftreten von einigen repräsentativen Schadstoffen im Wasser.

3.2. Material und Methodik

3.2.1. Versuchstiere und ihre Haltung

Für die hier durchgeführten Untersuchungen wurden Regenbogenforellen (*Salmo gairdneri* RICH.) verwendet, die von Teichwirtschaftsbetrieben der näheren Umgebung bezogen wurden. Es handelte sich um gesunde, parasitenfreie, zweisommerige Tiere mit einem Körpergewicht von 260 - 320 g und einer Körperlänge von 28 - 32 cm. Auf das Geschlecht wurde nicht geachtet, da dieses einerseits bei Forellen diesen Alters äußerlich noch nicht feststellbar ist und andererseits das

Geschlecht ohne Bedeutung für die Aussage des MOTILITÄTS-TESTS war.

Die Vorratshälterung der Fische erfolgte in einem 400 l fassenden PVC-Behälter bei natürlicher Beleuchtung. Das Becken war mit maximal 25 Fischen besetzt und wurde mit frischem, durch einen Aktivkohlefilter (Seite 41) geleiteten Leitungswasser (Seite 41) im Durchflußbetrieb versorgt. Durch einen relativ hohen Wasserdurchsatz von etwa 20 l/min wurde erreicht, daß das Wasser im Behälter einerseits auch ohne eine zusätzliche Diffusorbelüftung ausreichend mit Sauerstoff angereichert war (über 9,5 ppm O₂) und andererseits die Wassertemperatur stets bei etwa 10° C lag.

Die Fische wurden täglich um 8 Uhr mit einem handelsüblichen, pelletierten Forellenalleinfutter¹⁾ ad libitum gefüttert. Die Tiere wurden bis zur Magnetimplantation (Seite 30) i.d.R. 1 Woche vorgehäftert.

3 Wochen nach der Magnetimplantation wurden die Versuchsfische aus dem Hälterungsbecken in die Testbecken umgesetzt und dort einige Tage eingewöhnt. Während dieser Eingewöhnungszeit wurden die Fische auf eventuelle durch die Magnetimplantation bedingte Reaktionen beobachtet. Zeigten dabei

1) ALMA-Forellenfutter 45, Fa. F. BOTZENHARDT, Kempten

die Testfische gegenüber unbehandelten Kontrollfischen keine Abweichungen in ihrem Bewegungsverhalten, so wurden sie unter der Annahme eines nicht beeinträchtigten Wohlbefindens für die Versuche herangezogen. Mit dem Ziel einer guten Vergleichsmöglichkeit und Reproduzierbarkeit der Ergebnisse wurden für jede Versuchsreihe hinsichtlich Herkunft, Größe bzw. Alter sowie Gesundheits- und Ernährungszustand vergleichbare Testfische eingesetzt. Im Hinblick auf die zu standardisierenden Versuchsbedingungen ist hervorzuheben, daß zur weitgehenden Eliminierung des Einflusses der Tageszeit bzw. Beleuchtung auf die Motorik der Tiere diese bei Dauerlicht (etwa 500 Lux) gehalten wurden. Die Fische wurden auch in den Testbecken täglich um 8 Uhr mit dem obengenannten Futter ad libitum gefüttert. Die 4 Testbecken wurden mit frischem Leitungswasser im ständigen Durchfluß betrieben.

Zwecks Standardisierung wurden alle Bewegungsmessungen (Motilitätsversuche und Schadstoffversuche) mit einigen erwähnten Ausnahmen jeweils zwischen 12 und 15 Uhr durchgeführt.

Die Bewegungsaktivität der Versuchsfische wurde nach dem Prinzip der Magnetinduktion gemessen (PETRY, 1970 a, b, c).

3.2.2. Magnetimplantation der Testfische

Die dazu notwendige Fixierung des Magneten am Testfisch erfolgte durch Implantation des Magneten in die Leibeshöhle des Tieres (PETRY, 1977). Vor dem Eingriff wurde der jeweilige Fisch in einer flachen Plastikwanne mit MS 222 (Metacain-Methansulfonat)¹⁾ bei einer Dosierung von etwa 100 mg/l Wasser narkotisiert. Nachdem der Fisch 1 - 2 Minuten nach Beginn der Narkose für kurze Zeit in Seitenlage gelegen war, wurde er aus der Wanne genommen und in rechter Seitenlage auf einem zuvor angefeuchteten Schaumstoffpolster fixiert. Wegen der kurzen Operationsdauer (maximal 1 Minute) konnte auf eine perorale Frischwasserversorgung des Tieres verzichtet werden. Dem narkotisierten Testfisch wurde nun auf der linken Körperseite daumenbreit hinter dem Brustflüssengelenk mit einem Skalpell ein etwa 10 mm langer Schnitt gesetzt. Dieser verlief in Grätenrichtung und durchtrennte nur Haut und die obere Muskelschicht. Die tiefere Muskelschicht sowie das Bauchfell wurden mit einem Glasstab stumpf durchtrennt und anschließend der in 70 %igem Alkohol zuvor desinfizierte Magnet (Seite 31) in die Leibeshöhle eingesetzt. Die richtige Position des Magneten in der Leibeshöhle - Magnetlängsachse in Körperachse - wurde mit Hilfe des Glasstabes erzielt. Zur Infektionsprophylaxe wurden

1) Fa. SANDOZ, Basel

einige Tropfen einer wässrigen OMNAMYCIN-Lösung in die Wunde gegeben.

Nach der Implantation wurden die magnet-markierten Testfische wieder in das Hälterungsbecken verbracht und dort 2 - 3 Wochen bis zur vollständigen Verheilung der Operationswunde gehalten.

Die zur Markierung der Testfische verwendeten stabförmigen Dauermagnete¹⁾ waren etwa 5 g schwer und hatten die Abmessungen 19 x 8 x 5 mm. Eine Vorbehandlung der Magnete vor der Implantation erschien als nicht notwendig, da bei der Sezierung von Fischen, denen Magnete vor über einem Jahr eingesetzt worden waren, keine gewebebedingten Korrosionen an den Magneten festgestellt werden konnten. Außerdem war dabei die stets gute Einheilung der Magnete in das Fett-Bindegewebe der Leibeshöhle zu beobachten.

Die verwendeten Magnete wiesen jedoch keine hinreichend gleiche magnetische Feldstärke auf, wie dies zum Vergleich der Meßergebnisse Voraussetzung gewesen wäre. Vor jeder Implantation wurden deshalb die Dauermagnete hinsichtlich ihrer Feldstärke wie folgt geprüft: Die Magnete wurden einzeln mit gleicher Polarisierung auf einer gleichförmig rotierenden Scheibe fixiert und im gleichen Abstand an einer festinstallierten Induktionsspule vorbeibewegt. Die dabei

1) Handelsübliche Türschließermagnete unterschiedlicher Herkunft.

in der Spule induzierten Spannungstöße waren ein Maß für die magnetische Feldstärke des Magneten und wurden von einem Kompensations-Linienschreiber¹⁾ aufgezeichnet. Abbildung 2 zeigt die so erhaltenen Meßwerte von 10 Magneten mit vergleichbarer Feldstärke, während Abbildung 3 die Ergebnisse von Magneten mit relativ unterschiedlicher Feldstärke darstellt. Es versteht sich, daß für eine Versuchsserie nur Magnete mit annähernd gleicher Feldstärke benutzt wurden.

Die Relation der Magnetgröße zur Tiergröße sowie die richtige Lokalisation des Magneten in der Leibeshöhle verdeutlicht die mit Abbildung 4 wiedergegebene Röntgenaufnahme einer magnet-markierten Forelle.

3.2.3. Aufbau und Funktion der Meßplatte

Um alle Bewegungen der magnet-markierten Versuchsfische an jeder Stelle des Testraumes (Seite 36) zu registrieren, mußte die als Meßwertgeber fungierende Induktionsspule zur Erweiterung des sensiblen Bereiches in 24 Drahtspulen aufgeteilt werden. Diese Teilspulen waren nebeneinander im Abstand von etwa 3 cm zueinander, gleichmäßig verteilt auf einer 3 mm starken PVC-Platte aufgeklebt. Zum Schutz der

1) KOMPENSOGRAF III, Fa. SIEMENS

Abbildung 2

Elongationen von 10 Magneten mit vergleichbarer
Feldstärke

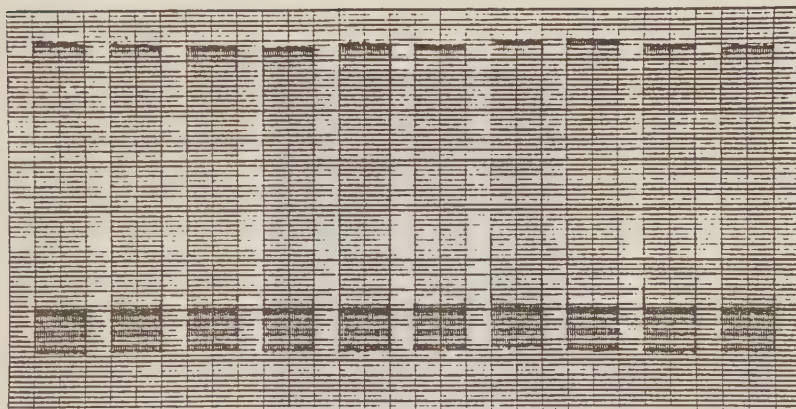


Abbildung 3

Elongationen von 10 Magneten mit unterschiedlicher
Feldstärke

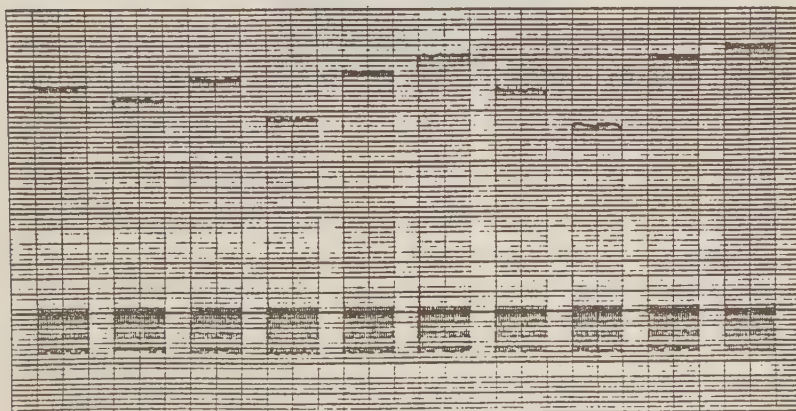


Abbildung 4

Röntgenaufnahme einer magnet-implantierten Regenbogenforelle



Spulen gegen Beschädigung war auf der Spulenträgerplatte eine zweite PVC-Platte als abnehmbarer Deckel fixiert. Die Abmessungen dieser Meßplatte waren mit 95 cm Länge und 40 cm Breite so gewählt, daß sie unter das entsprechende Testbecken geschoben werden konnte und sodann mit ihren Spulen der gesamte Bodenbereich des Testraumes abgedeckt war. Die Teilspulen wurden aus 0,1 mm starkem Kupferlackdraht mit jeweils 750 Windungen gewickelt und hatten einen Außendurchmesser von etwa 10 cm. Die Teilspulen waren elektrisch hintereinander geschaltet und zwar derart, daß die Wicklungsrichtung aufeinanderfolgender Spulen alternierend im und gegen den Uhrzeigersinn verlief. Dadurch wurde verhindert, daß sich die in zwei benachbarten Teilspulen induzierten Spannungen aufhoben, wenn der Magnet über dem gemeinsamen sensiblen Bereich der beiden Teilspulen bewegt wurde (Lenz'sche Regel).

Sowohl Lokalmotilität (Bewegungen am Ort) als auch Lokomotionen (Bewegungen mit Ortsveränderung) der magnet-markierten Testfische wurden mit dieser Meßplatte erfaßt. Die durch die Tierbewegungen induzierten Spannungen wurden mit einem Kompensations-Linienschreiber¹⁾ fortlaufend bei gleicher Empfindlichkeit (30 mV) und gleichem Papiervorschub (120 mm/h) fortlaufend aufgezeichnet.

1) KOMPENSOGRAF III, Fa. SIEMENS

3.2.4. Aufbau und Funktion der Testbecken

Die MOTILITÄTSTESTS wurden in 4 gleichen, besonders konstruierten Aquarien (Abb. 5) aus 10 mm starkem, mit Silikonkautschuk verklebtem Kristallglas durchgeführt¹⁾. Jedes Testbecken hatte die Außenmaße 100 cm Länge, 40 cm Breite, 30 cm Höhe und war durch eingeklebte Glasplatten (Stege) in eine Vorkammer, den Testraum und in eine Abflußkammer unterteilt.

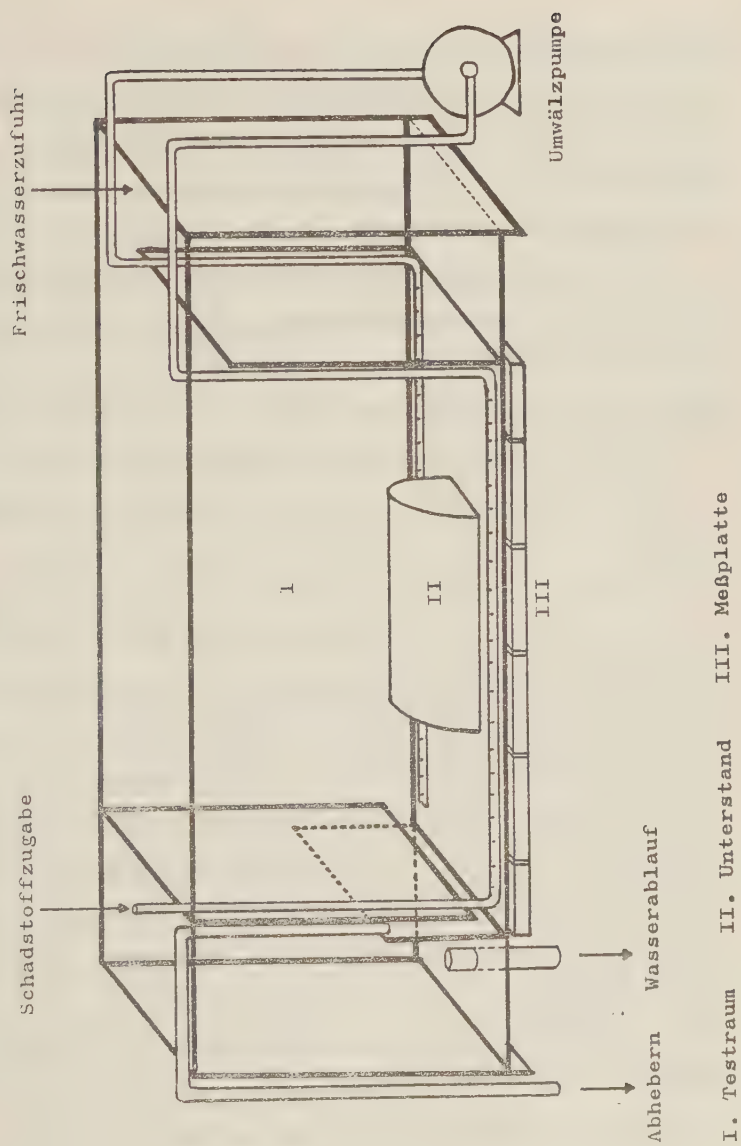
Die beiden schmalen Seitenwände des Testbeckens waren nach unten um 2 cm über die Bodenplatte hinaus verlängert, so daß die Meßplatte (Seite 32) ähnlich einer Schublade unter das Testbecken geschoben werden konnte.

Die sich über die gesamte Breite des Testbeckens erstreckende 5 cm breite Vorkammer war vom Testraum durch einen zwischen Bodenplatte und Seitenwänden dicht eingeklebten, bis zum Beckenboden reichenden, 25 cm hohen, senkrechten Steg abgetrennt. Die Oberkante dieses Steges war genau horizontal ausgerichtet, damit das in die Vorkammer eingeleitete Frischwasser (Seite 41) in dünner Schicht - über die gesamte Stegbreite verteilt - in den Testraum floss²⁾. Hierdurch

1) Fa. WARSOW, Aquarientechnik, Bad Kreuznach

2) Mit Hilfe dieser Vorkammer war es in anderen Versuchen möglich, konzentriertes Schadstoffwasser mit Frischwasser entsprechend zu verdünnen bzw. das zugeführte Wasser entsprechend aufzubereiten, z. B. mittels eines Diffusors mit Sauerstoff zu belüften.

Abbildung 5
SCHEMATISCHER AUFBAU DES TESTBECKENS



wurde folgendes erreicht: 1. Im Testraum wurde durch das zufließende Frischwasser (Durchsatz etwa 5 l/min) eine nur schwache laminare Strömung erzeugt, die den Testfisch nicht beunruhigte. 2. Im Testraum bildete sich durch das am Trennsteg herabfließende Wasser eine schwache Rotationsströmung des Beckenwassers quer zur Längsachse des Beckens aus. Durch das in Richtung Vorkammer strömende Oberflächenwasser wurde der Gasaustausch zwischen Wasser und Umluft verbessert, während andererseits mit dem am Boden in entgegengesetzter Richtung strömenden Wasser der anfallende Fischkot weitgehend aus dem Testraum in die Abflußkammer entfernt wurde.

Der Testraum, in dem sich der bzw. die Versuchsfische befanden, war 82 cm lang und enthielt neben dem Unterstand für die Fische (Seite 52) Zu- und Ablaufrohr des Umwälzsystems (Seite 39). Der Testraum war gegen die etwa 8,5 cm breite Abflußkammer durch einen senkrechten Steg abgetrennt, der etwa 1 cm über der Bodenplatte endete. Durch den so gebildeten engen Spalt floß das Wasser aus dem Testraum mit etwas erhöhter Strömungsgeschwindigkeit in die Abflußkammer ab, was die selbsttätige Entfernung des Fischkotes begünstigte.

In der Abflußkammer, die sich ebenfalls über die gesamte Beckenbreite erstreckte, befand sich im Abstand von etwa 1 cm zu dem oben beschriebenen Steg ein weiterer, 12 cm

hoher senkrechter Steg. Dieser Steg war mit der Bodenplatte und den Seitenwänden des Testbeckens dicht verklebt. Entsprechend der Höhe des Steges regulierte sich der Wasserstand im Testraum stets auf 12 cm ein, praktisch unabhängig vom jeweiligen Wasserdurchsatz im Versuchsbecken. Dadurch waren die Testfische gezwungen sich auch hinsichtlich der Vertikalrichtung im sensiblen Bereich der Induktionsspule aufzuhalten. Aus der Abflußkammer konnte das Wasser schließlich über einen 3 cm weiten, in Bodennähe befindlichen Rohrstutzen abfließen.

Die Testbecken waren gegen Herausspringen der Versuchsfische durch aufgeschraubte, jedoch leicht abnehmbare Kunststoffgitter gesichert.

Bei den Schadstoffversuchen mußte der zugeführte Schadstoff schnell und gleichmäßig im Wasser des Testraumes verteilt werden. Zu diesem Zweck wurde das Wasser im Testraum mittels einer extern installierten Kreiselpumpe¹⁾ umgewälzt. Die Pumpe saugte das Wasser über ein 10 mm weites Plastikrohr an, das horizontal über die gesamte Länge des Testraumes in der Ecke von Vorderscheibe und Bodenplatte angebracht war. Über die gesamte Länge des Ansaugrohres waren,

1) Fa. EHEIM, Typ 1026, Förderleistung 12 l/min

im Abstand von jeweils 1,5 cm verteilt, genau senkrecht nach oben zeigende, 1 mm große Löcher gebohrt. Das freie Ende des Ansaugrohres war mit einem vertikal stehenden, über die Wasseroberfläche hinausragenden, etwa 30 cm langen Plastikrohr verbunden. In die nach oben zeigende Öffnung dieses Rohres wurden die Schadstofflösungen mittels einer Bürette tropfenweise zugeführt. Die jeweilige Schadstofflösung wurde dann durch das über die Bohrlöcher gleichzeitig aus dem Testraum angesaugte Wasser mitgerissen und stark verdünnt. Das Zurückpumpen des Wassers erfolgte über ein dem Ansaugrohr hinsichtlich Rohrdurchmesser sowie Anzahl, Größe und Anordnung der Bohrlöcher entsprechendes Plastikrohr, dessen freies Ende verschlossen war. Dieses Rohr reichte über die gesamte Länge des Testraumes und war in der Ecke von Bodenplatte und hinterer Beckenwand horizontal installiert. Die Wasserpumpe war mit den beiden beschriebenen Plastikröhren über verschiedene Rohrstücke und -winkel verbunden, die zum Zwecke einer besseren Reinigung als Steckverbindungen gefertigt waren. Durch die Unterbringung der beiden Plastikrohre in den sich gegenüberliegenden, unteren Längssecken des Testraumes sowie durch die große Anzahl der Bohrlöcher und deren Anordnung wurde eine praktisch sofortige und homogene Verteilung der Schadstofflösung im Wasser des gesamten Testraumes erzielt. Dies wurde in umfangreichen Vorversuchen mit Farbstofflösungen geprüft.

Frischwasserversorgung der Testbecken

Die Versorgung der Testbecken erfolgte mit frischem Münchener Leitungswasser bei einem Durchsatz von etwa 5 l/min pro Becken. Im Verlauf der Untersuchungen blieben die für den MOTILITÄTEST wichtigen Parameter des Frischwassers praktisch konstant. Das in die Testbecken zufließende Frischwasser hatte im Testraum bei in regelmäßigen Abständen durchgeführten Kontrollen folgende Durchschnittswerte: Wassertemperatur 10° C; O₂-Gehalt 10,3 ppm; p_H-Wert 7,45; Gesamthärte 17° d.

Um gelegentlichen Chlorungen des Münchener Leitungswassers (etwa 0,1 ppm Chlor) zu begegnen, wurde das Wasser vor der Einleitung in die Testbecken über einen Aktivkohlefilter¹⁾ zur Adsorption des fischtoxischen Chlors geführt.

3.2.5. Ermittlung des "Reaktionswertes"

Bei den Schadstoffversuchen wurde der jeweilige "Reaktionswert", d. h. diejenige Schadstoffkonzentration, bei der die Testfische begannen mit deutlich meßbarer Änderung ihrer Motilität auf den Schadstoff zu reagieren, nicht mittels

1) FRAM Water filter, NORDDEUTSCHE-FILTER-VERTRIEBS GmbH, Hamburg

chemischer Nachweisanalyse bestimmt, sondern zur Reduktion des Arbeitsaufwandes rechnerisch aus der zugegebenen Schadstoffmenge und dem Wasservolumen im Testraum ermittelt. Es wurde deshalb in diesen Versuchen für die Dauer des eigentlichen Tests die Frischwasserzufuhr unterbrochen (vgl. Seite 44), damit in dem Testraum des Versuchsbeckens eine genau definierte Wassermenge gegeben war.

Die Konzentration c [ppm] des Schadstoffes im Wasser des Testraumes wurde aus der zugegebenen Schadstofflösungsmenge q [ml], der Konzentration k [g/ml] der Schadstofflösung und dem effektiven Wasservolumen V [l] im Testraum des Versuchsbeckens (Seite 38) berechnet:

$$c \text{ [ppm]} = q \text{ [ml]} \cdot \frac{1000 \text{ [l]}}{V \text{ [l]}} \cdot k \text{ [g/ml]}$$

Die vor jedem Test mit destilliertem Wasser jeweils frisch angesetzten Schadstofflösungen wurden aus einer 50 ml Bürette tropfenweise kontinuierlich über das Umwälzsystem dem Testraum-Wasser zugegeben. Die Konzentrationen der einzelnen Schadstofflösungen wurden in Abhängigkeit zu dem Wasservolumen im Testraum nach Ergebnissen eigener Vorversuche bzw. anhand diesbezüglicher Literaturangaben in einem solchen Bereich gewählt, daß bei Zugabe von maximal 50 ml Schadstofflösung in das Becken die Testfische im Verlauf

von bis zu 1 Stunde mit einer deutlich meßbaren Änderung ihrer Spontanaktivität ("Reaktionswert") bis hin zur panikartigen Unruhe (Ende der Schadstoffzugabe = Testende) auf den zugegebenen Schadstoff reagierten.

Durch die kontinuierliche Zugabe der Schadstofflösung sowie die praktisch sofortige und homogene Verteilung des Schadstoffes im Wasser durch das Umwälzsystem war eine lineare Zunahme der Schadstoffkonzentration im Testraum-Wasser während der Testdauer gegeben. Hierdurch war eine strenge Proportionalität zwischen der zugegebenen Schadstoffmenge und der Zunahme der Schadstoffkonzentration im Testraum-Wasser erreicht. Mit Beginn der körperlichen Unruhe des Testfisches wurde der Bürettenauslauf abgelesen und die zu diesem Zeitpunkt in dem Testraum-Wasser vorliegende Konzentration des Schadstoffes als sog. "Reaktionswert" des Testfisches errechnet. Zusätzlich und auf gleiche Weise wurde die Schadstoffkonzentration im Testbecken für den Beginn der panikartigen Unruhe ermittelt.

3.2.6. Bestimmung der Wasservolumina im Testraum

Vor Durchführung der Schadstoffversuche wurde die Wasserstandshöhe im Testraum um etwa 2 cm unter das Niveau der oberen Kante des Steges in der Abflußkammer abgesenkt. Damit wurde verhindert, daß während des Versuchsablaufs Wasser aus dem Testraum über den Steg in die Abflußkammer - durch das dann zum Teil panikartige Umherschwimmen der Fische bedingt - herausschwappte, und somit das Wasservolumen im Testraum unkontrollierbar verfälscht worden wäre. Zum Absenken des Wasserniveaus im Testraum diente ein 8 mm weites, zwischen den beiden Stegen am Ausgang des Testraumes senkrecht eingepaßtes Kunststoffrohr.

Die exakte Bestimmung des Wasservolumens im Testraum wurde durch Mehrfachbestimmungen für jedes der 4 Testbecken gesondert, vergleichend auf gravimetrischem und colorimetrischem Wege durchgeführt. Die Ergebnisse sind in Tabelle 1 festgehalten.

Tabelle 1

Wasservolumina im Testraum der Versuchsbecken

Testbecken	<u>Bestimmungsmethode</u>	
	gravimetrisch	colorimetrisch
I	30,428 l	30,437 l
	30,440 l	30,444 l
	30,435 l	30,446 l
	Mittelwert: 30,438 l	
II	30,798 l	30,794 l
	30,790 l	30,787 l
	30,785 l	30,792 l
	Mittelwert: 30,791 l	
III	31,050 l	31,057 l
	31,043 l	31,063 l
	31,039 l	31,049 l
	Mittelwert: 31,050 l	
IV	29,785 l	29,791 l
	29,769 l	29,783 l
	29,778 l	29,786 l
	Mittelwert: 29,782 l	

Bei der gravimetrischen Bestimmung wurde der Testraum des trockenen Versuchsbeckens portionsweise mit genau abgewogenen Wassermengen gefüllt und dann aus dem Gewicht des zugegebenen Wassers über dessen spezifisches Gewicht auf das Wasservolumen und somit auf das Volumen des Testraumes geschlossen:

Der Testraum des ausgetrockneten Testbeckens wurde mit 4 genau abgewogenen Portionen entgast, 10° C kalten Wassers nahezu bis zum oberen Rand des Glassteges in der Abflußkammer gefüllt. Danach wurde die Wasserumwälzung in Betrieb genommen, um auch die hierzu dienenden Rohrleitungen und die Wasserpumpe mit Wasser zu füllen sowie um eventuell noch gelöstes Gas auszutreiben. Anschließend wurde der Wasserstand im Testraum abgesenkt, indem das überschüssige Wasser über das Tauchrohr in einen Plastikeimer abgehebert wurde. Diese abgesaugte Wassermenge wurde zurückgewogen und von der insgesamt eingewogenen Wassermenge abgezogen. Aus dem Gewicht (kg) der nunmehr im Testraum des Versuchsbeckens enthaltenen Wassermenge ergab sich über das spezifische Gewicht des Wassers von praktisch 1,0 g/cm³ (0,9997 g/cm³ bei 10° C) das Volumen (l) des Testraumes. Die Volumenbestimmung wurde für jedes Testbecken dreimal wiederholt (Tabelle 1).

Bei der colorimetrischen Bestimmung wurde der Testraum des Versuchsbeckens mit Wasser gefüllt, dann dem Wasser eine bekannte Menge Kaliumchromat zugegeben, anschließend die K_2CrO_4 -Konzentration im Wasser photometrisch bestimmt und das Wasservolumen bzw. das Volumen des Testraumes errechnet:

In gleicher Weise wie bei der gravimetrischen Methode wurde, nachdem der Testraum des Beckens bis zum oberen Rand des Steges in der Abflußkammer mit Wasser gefüllt worden war, der Wasserstand im Testraum durch Abhebern des überschüssigen Wassers über das Tauchrohr eingestellt. Anschließend wurde etwas von dem Wasser im Testraum in einem Becherglas entnommen und darin eine genau abgewogene Kaliumchromat-Menge aufgelöst. Diese Lösung wurde dem Beckenwasser langsam zugegeben, wobei das in Betrieb befindliche Umrührsystem für eine baldige und vollständige Verteilung des Chromats im Testraum sorgte. Nach etwa 5 Minuten wurde an 6 verschiedenen Stellen des Testraumes zur Prüfung der homogenen Verteilung eine Probe von jeweils 10 ml entnommen. Jede Probe wurde mit 0,1 N Natronlauge im Verhältnis 1 : 1 versetzt und danach der Chromatgehalt der Lösung als Monochromat bei 366 nm (PETRY und RAPP, 1971) photometrisch ermittelt. Aus der gemessenen Chromatkonzentration (Mittelwert der 6 Proben) und der bekannten zugegebenen Chromatmenge wurde dann das Wasservolumen im Testraum des Versuchs-

beckens bzw. das Volumen des Testraumes errechnet (Tab. 1).

Zur Beantwortung der Frage einer möglichen, die Wasservolumenbestimmung verfälschenden Adsorption des Chromats an die Glaswände des Testbeckens und dgl. wurden nochmals nach 1 Stunde 6 Proben entnommen und der Chromatgehalt bestimmt. Dabei konnten keine Abweichungen gegenüber den bereits 5 Minuten nach der Chromatzugabe bestimmten Konzentrationswerten festgestellt werden, wodurch eine Chromat-Adsorption für den Zeitraum der Volumenbestimmung ausgeschlossen werden konnte.

Das wie im vorherigen Abschnitt beschriebene, mittels gravimetrischer bzw. colorimetrischer Methode bestimmte Wasservolumen des Testraumes entsprach nicht genau dem effektiven Volumen des Wassers im Testraum. Es mußte einerseits noch durch Subtraktion von Körpervolumen des jeweiligen Versuchsfisches und Volumen des Unterstandes sowie andererseits durch Addition des Volumens der zugegebenen Schadstoff-Lösungsmenge korrigiert werden.

Bekanntlich ist das spezifische Gewicht von Säugetieren sowie von Fischen praktisch $s = 1,0 \text{ g/cm}^3$. Trotzdem wurde dieser Parameter für die in der vorliegenden Arbeit verwendeten, 260 - 320 g schweren Regenbogenforellen wie folgt nachgeprüft:

Eine tote und äußerlich gut abgetrocknete Forelle wurde in einen entsprechend großen Meßzylinder mit bekanntem Leergewicht verbracht und ausgewogen. Anschließend wurde der Meßzylinder mit einer bekannten Wassermenge gefüllt, und zwar derart, daß der Fisch vollkommen untergetaucht war. Danach wurde der Meßzylinder mit Inhalt erneut gewogen und die Wasserstandshöhe im Meßzylinder registriert. Aus dem Gewicht des Fisches und der Differenz (= Körpervolumen des Fisches) von am Meßzylinder zuletzt abgelesenen Volumenwert und vorher eingefüllten Wasservolumen, konnte dann das spezifische Gewicht des Tieres errechnet werden. Auf diese Weise wurden von mehreren Testfischen in Wiederholungsversuchen Körpergewicht und Körpervolumen ermittelt, wobei sich für diese Tiere das spezifische Gewicht wie erwartet mit $s = 1,0 \text{ g/cm}^3$ ergab. Zur Berücksichtigung der Wasserverdrängung wurden deshalb später die jeweiligen Testfische lebend in Wasser gewogen und damit ihr Körpervolumen (= Volumen des verdrängten Wassers) bestimmt.

Die Wasserverdrängung der jeweiligen Unterstände in den einzelnen Testbecken wurde folgendermaßen ermittelt: Der Testraum des Beckens wurde wie beschrieben bis zum oberen Rand des Steges in der Abflußkammer mit Wasser gefüllt, danach das überschüssige Wasser mit dem Tauchrohr in ein

Gefäß abgehebert und ausgewogen. Nun wurde der Unterstand in den Testraum verbracht, letzterer erneut wie oben mit Wasser gefüllt, das überschüssige Wasser wieder abgehebert und zurückgewogen. Das Volumen des Unterstandes und somit dessen Wasserverdrängung (durchschnittlich 500 cm^3) errechnete sich dann aus der Differenz der abgeheberten Wassermengen.

Das effektive Wasservolumen im Testraum ergab sich demnach: gravimetrisch bzw. colorimetrisch bestimmtes Wasservolumen im Testraum minus Körpervolumen des Testfisches minus Wasserverdrängung durch den Unterstand plus Volumen der zugegebenen Schadstofflösung (gleiche Volumendimensionen eingesetzt).

3.2.7. Durchführung der Motilitätsversuche

Bei allen Motilitätsversuchen wurden die Testbecken mit frischem Leitungswasser bei permanentem Durchfluß von etwa 5 l/min versorgt. Der Wasserstand im Testraum war dabei stets auf 12 cm einreguliert, um die magnet-markierten Versuchstiere innerhalb des sensiblen Bereiches der Meßplatte zu halten.

Alle Versuchsbedingungen (Wasserparameter, Umgebungseinflüsse des Labors, Eingewöhnungsdauer der Testfische, Zeitpunkt der Versuchsdurchführung u. ä.) wurden konstant ge-

halten bzw. ständig kontrolliert, um eventuelle Auswirkungen auf das Bewegungsverhalten der Tiere berücksichtigen zu können.

Mit Ausnahme der Versuche zur Gruppenhaltung (s. u.) wurden alle Untersuchungen am Einzeltier durchgeführt, welches mindestens eine Woche lang in seinem Testbecken an die entsprechenden Versuchsbedingungen gewöhnt worden war. Jede Versuchsserie wurde mit 5 - 7 Testfischen durchgeführt.

3.2.7.1. Feststellung der "normalen" Motilität von Forellen

Zur Feststellung der "normalen" Motilität von Forellen unter den beschriebenen Versuchsbedingungen wurde die Spontanaktivität von mehreren magnet-markierten Regenbogenforellen (270 - 300 g) in Langzeitversuchen zu verschiedenen Zeiten kontinuierlich aufgezeichnet. Besondere Aufmerksamkeit galt dabei dem Einfluß der Fütterung auf die Motilität der Tiere, um für die späteren Schadstoffversuche den geeigneten Zeitpunkt für die Durchführung des Tests festlegen zu können. Weiterhin wurde geprüft, inwieweit sich die Versuchsfische durch die für die Schadstoffversuche notwendige Wasserumwälzung im Testraum gestört fühlten.

3.2.7.2. Versuche zur Verbesserung der Haltungsbedingungen durch Anbieten eines Unterstandes

Durch vergleichende Registrierung des Bewegungsverhaltens in Wiederholungsversuchen am Einzeltier wurde an 6 Forellen geprüft, ob die "normale" Bewegungsaktivität der Tiere durch Anbieten eines Unterstandes reduziert werden kann. Dazu wurde das jeweilige Versuchstier über eine längere Meßperiode abwechselnd mit bzw. ohne Unterstand im Testraum gehalten und seine Motilität kontinuierlich mittels induzierter Spannungen festgehalten. Als Unterstand diente eine etwa 25 cm lange, an beiden Enden offene Röhre (lichte Weite 10 cm) aus undurchsichtigem Hart-PVC. Die Röhre war waagerecht liegend in Längsachse des Testbeckens installiert und behinderte den Fisch nicht in seinen Lokomotionen. Mittels kleiner PVC-Klötzchen war die Röhre ca. 1 cm über Beckenboden fixiert, so daß durch die ebenfalls offene Unterseite der Röhre ein ungehinderter Wasseraustausch stattfinden konnte.

3.2.7.3. Untersuchungen zur Auswirkung der Gruppenhaltung auf die Motilität

In mehreren Versuchen mit jeweils zwei vergleichbaren Tieren wurde das unterschiedliche Bewegungsverhalten von Forellen bei Einzel- und Paarhaltung studiert: Die beiden an

die Versuchsbedingungen adaptierten Fische wurden zunächst für 3 Tage gemeinsam in einem Testraum, jedoch durch eine undurchsichtige PVC-Platte voneinander getrennt, gehalten. Danach wurde jedem Tier für 2 Tage ein Unterstand angeboten. Anschließend wurden sowohl Trennwand als auch beide Unterstände wieder entfernt. Um die durch die genannten Manipulationen bedingten Änderungen der tierischen Motilität erkennen zu können, wurde die Spontanaktivität der beiden Forellen über den gesamten Versuchsablauf ständig registriert. Zum Verständnis muß darauf hingewiesen werden, daß bei diesen Versuchen zur Gruppenhaltung die Spontanaktivitäten der beiden Fische mittels nur einer einzigen Meßplatte simultan in einem Aktogramm erfaßt wurden.

3.2.7.4. Versuche zum Einfluß der Wassertemperatur auf die Motilität

In einer weiteren Versuchsreihe wurde der Einfluß der Wassertemperatur auf das Bewegungsverhalten von Forellen geprüft. Dazu wurde der jeweilige Versuchsfisch im Testbecken an eine Wassertemperatur von 10° C, 15° C bzw. 20° C adaptiert und danach seine Spontanaktivität in Aktogrammen festgehalten. Bei diesen Untersuchungen war dem Testbecken ein größerer Behälter vorgeschaltet, in dem das zufließende kalte Leitungswasser mittels thermostatisierter Heizgeräte

auf die jeweilige Wassertemperatur eingestellt wurde. Die jeweiligen Temperaturumstellungen wurden stets langsam im Verlaufe eines ganzen Tages vorgenommen. Im Hinblick auf eventuell notwendige Maßnahmen zur Sicherstellung des Sauerstoffbedarfs der Fische wurde bei diesen Untersuchungen, insbesondere bei den Versuchen mit höherer Wassertemperatur, der O_2 -Gehalt des Testraum-Wassers in regelmäßigen Abständen kontrolliert (Methode nach WINKLER).

3.2.7.5. Untersuchung des Motilitätsverhaltens anderer Testfischarten

Für einen späteren Einsatz von je nach den Gegebenheiten möglicherweise verschiedenen Testfischarten wurde die Spontanaktivität von einigen, in Körpergewicht und Größe den bei diesen Untersuchungen eingesetzten Forellen entsprechenden Bachsaiblingen, Schleien und Karpfen unter vergleichbaren Versuchsbedingungen ermittelt. Dabei wurden die Messungen bei den Karpfen ebenso wie in den Forellenversuchen bei einer Wassertemperatur von $10^\circ C$, $15^\circ C$ und $20^\circ C$ ausgeführt, während die Untersuchungen an den Bachsaiblingen und Schleien nur bei einer Wassertemperatur von $10^\circ C$ erfolgten.

3.2.8. Durchführung der Schadstoffversuche

In den nachfolgenden Untersuchungen wurden die Motilitätsänderungen von Forellen geprüft: a. bei Veränderungen der chemo-physikalischen Wasserqualität (O_2 - und CO_2 -Gehalt, p_H -Wert, Ammoniak- und Nitritgehalt) und b. bei Zugabe von einigen repräsentativen Schadstoffen ins Wasser (Phenol, LAS,¹⁾ DSDMAC,¹⁾ Detergens,¹⁾ Zink). Da alle diese Untersuchungen mit der gleichen, nachfolgend beschriebenen Methodik ausgeführt wurden, werden sie hier zwar nicht ganz korrekt, jedoch zur verständlichen Abgrenzung gegenüber den zuvor beschriebenen Motilitätsversuchen insgesamt als "Schadstoffversuche" bezeichnet. Andererseits erschien die gemeinsame Abhandlung der Wasserqualitäts-Versuche mit den eigentlichen Schadstoff-Versuchen als gerechtfertigt, da ja jede Veränderung der chemo-physikalischen Wasserqualität sich mehr oder weniger schädigend auf die Fische auswirken kann.

Bei den Schadstoffversuchen wurden alle in den Motilitätsversuchen zur Verbesserung der Methodik gewonnenen Erkenntnisse angewandt: Die Versuchsforellen wurden nach der Magnetimplantation einzeln in den 4 Testbecken mit Unterstand, unter Dauerbeleuchtung, bei einer Wassertemperatur von etwa 10° C und bei Betrieb des Umwälzsystems mindestens

1) S. Seite 64

1 Woche lang eingewöhnt bzw. für die anstehenden Tests bereitgehalten. Die Tiere wurden ebenfalls täglich um 8 Uhr gefüttert.

Die Wirkung der Schadstoffe wurde in Testreihen mit jeweils 5 - 7 Regenbogenforellen (260 - 320 g), am nicht vorgeschädigten Einzeltier unter gleichen Versuchsbedingungen geprüft. Vor jeder Testserie wurden die Schadstofflösungen mit destilliertem Wasser frisch angesetzt, wobei die Konzentrationen der Lösungen entsprechend der zu erwartenden Schadstoffwirkung auf die Versuchsfische gewählt wurden (vgl. Seite 42).

Jeder Test gliederte sich in eine Vorperiode, die eigentliche Testperiode und in eine Nachperiode:

A. Vorperiode

In einer längeren Vorperiode wurde bei kontinuierlicher Flutung des Testbeckens mit Frischwasser das "normale" Bewegungsverhalten der zur Messung anstehenden Forelle durch fortlaufende Registrierung kontrolliert.

B. Testperiode

Die eigentliche Testperiode begann mit der Unterbrechung des Frischwasserzulaufs in das Testbecken. Danach wurde der Wasserstand im Testraum wie beschrieben (Seite 44) durch Abhebern einreguliert. Anschließend wurde die Schadstofflösung aus einer 50 ml-Bürette tropfenweise und kon-

tinuierlich über das Umwälzsystem dem Testraum-Wasser zugeführt.

Reagierte der Testfisch auf den zugegebenen Schadstoff mit im Aktogramm deutlich erkennbarer körperlicher Unruhe, wurde die bis dahin zugegebene Menge der Schadstofflösung durch Ablesen des Bürettenauslaufs festgehalten und damit die zu diesem Zeitpunkt vorliegende Schadstoffkonzentration im Testraum-Wasser als sogenannte "Reaktionskonzentration" des Fisches berechnet (Seite 41). Die Schadstoffzugabe wurde solange weiter fortgesetzt, bis das Tier mit panikartigen Fluchtbewegungen reagierte. Hier wurde der Test beendet, d. h. die Schadstoffeinleitung abgesetzt und gleichzeitig das Testbecken wieder mit Frischwasser geflutet. Zur Erweiterung der Aussage wurde auch die nunmehr im Testraum-Wasser vorliegende Schadstoffkonzentration entsprechend der aus der Bürette insgesamt ausgelaufenen Schadstofflösungsmenge berechnet.

C. Nachperiode

In der Nachperiode wurde das Testbecken kontinuierlich mit Frischwasser geflutet (etwa 5 l/min) und zur Prüfung des sich wieder einstellenden Wohlbefindens das Bewegungsverhalten des Testfisches längere Zeit registriert.

Bei allen Tests in einer Serie wurde die Geschwindigkeit der Schadstoffeinleitung weitgehend konstant gehalten, so

daß die Reaktion der einzelnen Testfische auf den zugegebenen Schadstoff stets nach etwa der gleichen Zeit auftrat. Diese Zeitspanne mußte natürlich von Testreihe zu Testreihe variiert werden entsprechend der Wirkung des jeweiligen Schadstoffes auf die Fische.

Alle Tests wurden stets zur gleichen Zeit zwischen 12 - 15 Uhr vorgenommen. Zur Absicherung der Meßdaten wurden bei allen Tests stets unmittelbar vor Zugabe der Schadstofflösung sowie zum Zeitpunkt der höchsten Schadstoffkonzentration im Testraum-Wasser Wassertemperatur, O_2 -Gehalt und p_H -Wert des Wassers ermittelt.

Für den Vergleich und zur Erzielung einer besseren Reproduzierbarkeit der Ergebnisse wurde innerhalb einer Testreihe darauf geachtet, daß alle untersuchten Forellen jeweils aus dem gleichen Teichwirtschaftsbetrieb stammten, an demselben Tag magnetimplantiert wurden und bezüglich Alter bzw. Größe, Gesundheits- und Ernährungszustand vergleichbar waren.

Bei zwei Testreihen (O_2 - und CO_2 -Versuch) wurde die Qualität des Testraum-Wassers nicht durch Zugabe einer wässrigen Schadstofflösung gemindert, sondern durch Einleitung eines Gases geändert.

Andererseits konnte bei einigen Testreihen (O_2 -, CO_2 -, p_H - und NH_3 -Versuch) nicht wie oben beschrieben eine die körperliche Unruhe des Testfisches auslösende "Reaktionskonzentration" ermittelt werden. In diesen Untersuchungen wurde zur Erfassung der herbeigeführten Veränderung der Wasserqualität der p_H -Wert als ein entsprechender Parameter mittels eines Meßgerätes kontinuierlich registriert. Zum Zeitpunkt der beginnenden körperlichen Unruhe des Testfisches wurde dann die jeweilige Anzeige des Meßgerätes als "Reaktionswert" des Tieres notiert oder ein entsprechender "Reaktionswert" berechnet (Ammoniak-Versuch). Die Geräteanzeige wurde überdies mit Beginn der panikartigen Unruhe des Fisches festgehalten.

3.2.8.1. Untersuchung der Motilitätsänderung bei Abnahme des O_2 -Gehaltes im Wasser

Zur Simulation einer sogenannten Sauerstoffzehrung wurde eine Abnahme des O_2 -Gehaltes im Testraum-Wasser durch Einleiten von Stickstoff in das Wasser herbeigeführt. Die Einströmgeschwindigkeit des aus einer Druckflasche über einen Diffusor zugeführten Gases wurde so gewählt, daß die Tests jeweils nach etwa 45 Minuten beendet werden konnten. Der O_2 -Gehalt im Wasser wurde mittels einer Sauerstoffelektrode kontinuierlich registriert, welche in dem der Stick-

stoff-Einleitungsstelle gegenüberliegenden Bereich des Testraumes installiert war¹⁾. Die Meßwerte wurden im Aktogramm simultan zu den Motilitätsversuchen aufgezeichnet. Mit Beginn der körperlichen Unruhe des Testfisches wurde der O₂-Gehalt als "Reaktionswert" des Tieres abgelesen.

3.2.8.2. Untersuchung der Motilitätsänderung bei Zunahme des CO₂-Gehaltes im Wasser

Zur Erzielung eines erhöhten CO₂-Gehaltes im Wasser wurde in dieser Versuchsreihe Kohlendioxid aus einer Druckflasche über einen Diffusor in das Testraum-Wasser eingeleitet. Die Gaszufuhr wurde so einreguliert, daß die Tests etwa 30 Minuten andauerten. Als indirektes Maß für den Gehalt des Wassers an gelöstem CO₂ wurde der p_H-Wert des Testraum-Wassers mittels einer Elektrode kontinuierlich gemessen²⁾ und im Aktogramm zusammen mit den Körperbewegungen des Versuchsfisches aufgezeichnet. Als "Reaktionswert" wurde der zum Zeitpunkt der beginnenden körperlichen Unruhe des Fisches angezeigte p_H-Wert notiert. Zur Absicherung der Ergebnisse wurde auch der Sauerstoffgehalt des

1) Wissensch.-Techn.-Werkstätten (WTW), OXI Digi 550, Weilheim (OBB.)

2) Fa. BECKMAN, Digital p_H Meter, Modell 3560, München

Wassers fortlaufend mitregistriert.

3.2.8.3. Untersuchung der Motilitätsänderung bei Erniedrigung bzw. Erhöhung des p_H -Wertes des Wassers

Zur Untersuchung der Auswirkung einer im Wasser auftretenden Acidität bzw. Basizität auf die Motilität von Forellen wurde in das Testraum-Wasser eine stark verdünnte Salzsäure bzw. Natronlauge eingeleitet. Die Zugabe der Lösungen mittels Bürette dauerte in den Tests 35 - 40 Minuten an. Die sich dabei ergebende Änderung des p_H -Wertes wurde fortlaufend registriert und als "Reaktionswert" des Tieres der zum Zeitpunkt der beginnenden körperlichen Unruhe angezeigte p_H -Wert definiert.

3.2.8.4. Untersuchung der Motilitätsänderung bei Auftreten von Ammoniak im Wasser

In dieser Versuchsreihe wurde das z. B. durch einen gestörten Eiweißabbau bedingte Auftreten von giftigem Ammoniak im Wasser durch Einleiten einer NH_3 -Lösung in das Testraum-Wasser nachempfunden. Zur Herstellung einer brauchbaren Schadstofflösung wurden 0,5 ml der handelsüblichen 25 %igen NH_3 -Lösung (MERCK, Art. 5432) in 250 ml Aqua dest. gelöst. In den Tests wurde die Einleitung der Ammoniak-Lö-

sung auf 50 Minuten ausgedehnt. Die sich dabei ergebende Erhöhung des p_H -Wertes des Wassers wurde als indirektes Maß für die Zunahme des NH_3 -Gehaltes im Wasser kontinuierlich registriert. Zum Zeitpunkt der beginnenden körperlichen Unruhe des Testfisches wurden der p_H -Wert gesondert notiert und die Wassertemperatur gemessen. Gleichzeitig wurde die bis dahin über die Bürette dem Testraum-Wasser zugeführte NH_3 -Menge festgehalten. Hieraus wurde dann unter Berücksichtigung des Dissoziationsgleichgewichtes von Ammonium (NH_4^+) und Ammoniak (NH_3) im Wasser die vom abgelesenen p_H -Wert und der gemessenen Wassertemperatur abhängige, im Testraum-Wasser tatsächlich vorhandene Konzentration an giftigem NH_3 als "Reaktionskonzentration" des Testfisches berechnet (Tabelle nach TRUSSEL, 1972).

3.2.8.5. Untersuchung der Motilitätsänderung bei Auftreten von Nitrit im Wasser

In diesen Untersuchungen wurde die Beeinflussung der Fischmotilität durch Nitrit geprüft, welches bekanntlich u. a. bei einem gestörten Eiweißabbau in höheren Konzentrationen eventuell fischtoxisch wirkend im Wasser auftreten kann. Zur Auslösung einer körperlichen Unruhe der Testfische wäre allerdings die Zugabe einer relativ hohen Nitritmenge in das Testraum-Wasser notwendig gewesen. Die Wirkung des

Nitrits auf die Fischmotilität wurde deshalb in diesen Untersuchungen abweichend zu den übrigen Versuchen aus versuchstechnischen Gründen wie folgt ermittelt: Innerhalb von 10 Minuten wurden 350 g NaNO_2 (MERCK, Art. 6549), in 1 Liter Aqua dest. gelöst, über eine Bürette dem Testraum-Wasser zugegeben. Dann wurde die Zeit bis zum Beginn der körperlichen Unruhe der Fische, d. h. die "Reaktionszeit" der Tiere gemessen.

3.2.8.6. Untersuchung der Motilitätsänderung bei Auftreten von Phenol im Wasser

Bei diesen Untersuchungen wurde die Motilitätsänderung von Forellen durch Phenol geprüft, welches u. a. als Bestandteil bakterizid-wirkender Desinfektionsmittel ins Wasser gelangen kann.

Schadstofflösung: 1 g Phenol (MERCK, Art. 206) in 100 ml Aqua dest. Zugabe: tropfenweise, kontinuierlich innerhalb von etwa 45 Minuten

"Reaktionskonzentration": Phenol-Konzentration im Testraum-Wasser zum Zeitpunkt beginnender körperlicher Unruhe des Testfisches.

3.2.8.7. Untersuchung der Motilitätsänderung bei Auftreten von Detergentien im Wasser

In 3 Testreihen mit jeweils 6 Forellen wurde die Wirkung von Detergentien auf die Fischmotilität geprüft.

In der 1. Versuchsreihe wurde die Einwirkung von LAS (Lineares Alkylsulfonat) als eine der Grundsubstanzen von anionisch-wirksamen Waschrohstoffen untersucht:

Schadstofflösung: 1 ml LAS-Lösung (25 %ig) in 100 ml Aqua dest. Zugabe: tropfenweise, kontinuierlich über 30 Minuten.

"Reaktionskonzentration": LAS-Konzentration im Testraum-Wasser zum Zeitpunkt beginnender körperlicher Unruhe des Testfisches.

In der 2. Testreihe wurde die Einwirkung von DSDMAC (Distearyl-dimethyl-ammoniumchlorid) als eine der Grundsubstanzen von kationisch-wirksamen Waschrohstoffen untersucht;

Schadstofflösung: 2 ml DSDMAC-Lösung (30 %ig) in 250 ml Aqua dest. Zugabe: tropfenweise, kontinuierlich über etwa

40 Minuten. "Reaktionskonzentration": DSDMAC-Konzentration im Testraum-Wasser zum Zeitpunkt beginnender körperlicher Unruhe des Testfisches.

In der 3. Versuchsreihe wurde eine gebrauchsfertige, handelsübliche Detergentien-Lösung (Haushalts-Spülmittel) untersucht:

Schadstofflösung: 2 ml Lösung in 100 ml Aqua dest. Zugabe: tropfenweise, kontinuierlich über etwa 35 Minuten. "Reak-

tionskonzentration": Detergens-Konzentration im Testraum-Wasser zum Zeitpunkt beginnender körperlicher Unruhe des Testfisches.

3.2.8.8. Untersuchung der Motilitätsänderung bei Auftreten von Zink im Wasser

Stellvertretend für die Gruppe der Schwermetalle wurde hier die Einwirkung von Zink auf die Motilität der Fische untersucht:

Schadstofflösung: 0,1 M Zinksulfat-Lösung ($\text{ZnSO}_4 \cdot 7 \text{H}_2\text{O}$, MERCK Art. 8879). Zugabe: tropfenweise, kontinuierlich innerhalb von etwa 40 Minuten. "Reaktionskonzentration": Zn^{++} -Konzentration im Testraum-Wasser zum Zeitpunkt beginnender körperlicher Unruhe des Testfisches.

4. ERGEBNISSE UND DISKUSSION

4.1. Motilitätstest und Forelle

Die Zielgröße des MOTILITÄTSTESTS ist die mit dem Auftreten von Schadstoffen im Wasser einhergehende Änderung der Motilität von Testfischen. Diese Änderung kann nur erkannt werden, wenn die Motilität der Fische kontinuierlich verfolgt wird. Zur Brauchbarkeit des MOTILITÄTSTESTS für den praktischen Einsatz bei der Gewässerkontrolle muß deshalb auch nachgewiesen werden, daß die durch Schadstoffe bedingte Änderung der Fischmotilität derart ausgeprägt ist, daß sie auf meßtechnischem Wege differenziert und somit registriert bzw. zur Alarmgebung herangezogen werden kann. Im Hinblick hierauf wurden bei den hier durchgeführten Untersuchungen die Ergebnisse als Aktogramme erarbeitet, in denen die mittels induzierter Spannungen gemessene Spontanaktivität der Versuchsfische kontinuierlich in analoger Form festgehalten ist, um somit die in den jeweiligen Versuchen provozierten Änderungen des Bewegungsverhaltens der Tiere hinsichtlich des Ausmaßes und der Meßbarkeit zu verdeutlichen.

Für jede Versuchsserie mit jeweils 5 - 7 Fischen ist für das jeweilige Motilitätsverhalten der Tiere ein repräsen-

tatives Aktogramm abgebildet. Die Amplituden der aufgetragenen Bewegungskurven sind ein direktes Maß für die Intensität der Tierbewegungen, insbesondere für deren Geschwindigkeit (Induktionsgesetz). Damit sind in den Aktogrammen die lokomotorischen Aktivitäten der Tiere durch die weiten Elongationen der Bewegungskurve zu erkennen, während sich die Lokalmotilität der Tiere durch nur geringe Auslenkungen der Bewegungskurve darstellt.

Die Ergebnisse der Motilitätsversuche sind durch die Abbildungen 7 - 21 festgehalten. Die wiedergegebenen Bewegungskurven sind Ausschnitte von 3 Stunden Dauer von den jeweils über längere Meßperioden registrierten Aktogrammen der Fische. Die gezeigten Beispiele sind repräsentativ, da aufgrund der standardisierten Versuchsbedingungen das Einzeltier über einen längeren Zeitraum sowie die einzelnen Versuchstiere untereinander bezüglich ihres Bewegungsverhaltens keine bedeutsamen Unterschiede aufwiesen.

Die Ergebnisse der Schadstoffversuche sind mit den Abbildungen 22 - 33 als Aktogramme wiedergegeben. In Anlehnung an die Darstellung der Ergebnisse der Motilitätsversuche handelt es sich hierbei ebenfalls um Bewegungskurven von 3 Stunden Dauer, in deren Verlauf jeweils die Änderung der Motilität der Testfische durch Veränderung der Wasserqualität bzw. durch Zugabe von Schadstoffen ausgelöst wurde. In den Schadstoffversuchen wurden auch die numerischen

Versuchsparameter "Reaktionskonzentration" bzw. "Reaktionswert" und der Beginn der panikartigen Unruhe ermittelt. Als Ergebnisse dieser Versuche werden deshalb in den Tabellen 2 - 12 für jede Testserie die diesbezüglichen von jeweils 5 - 7 Testfischen erhaltenen Einzelwerte aufgeführt. Eine Zusammenfassung dieser Ergebnisse findet sich in Tabelle 13.

Unter dem Verhalten eines Tieres versteht man die sich aus seinen erblichen Eigenschaften und individuellen Erfahrungen ergebende Form der Reaktion auf Reize der Umwelt und die typische Weise des Ablaufes aller Lebensfunktionen. Das Verhalten eines Tieres ist das Produkt seiner stammesgeschichtlichen Entwicklung. Das Tier ist in seinem Verhalten nicht frei, sondern wird durch seinen Körperbau, seine Organe und Sinne an eine bestimmte Reaktionsweise gebunden; seine Lebensäußerungen verlaufen in vorgeschriebenen Bahnen. Das Verhalten, welches für eine Tierart ebenso typisch wie alle anderen Eigenschaften und Merkmale ist, besteht aus einer Reihe von Komponenten, die alle miteinander verflochten sind. Es ist daher häufig schwer, die Ursachen einer tierischen Verhaltensweise im einzelnen zu ergründen, weil auch Reflexe, Taxien und Instinkte beteiligt sein können.

Das Bewegungsverhalten (Spontanaktivität) eines Tieres

steht unter dem Einfluß endogener und exogener Reizwirkungen. Sein Bewegungsverhalten wird u. a. geprägt durch die ihm angeborene Ernährungsweise, welche aufs engste mit seinem Vorkommen in bestimmten Biotopen verbunden ist.

Bekanntlich beherbergt jeder Abschnitt eines Fließgewässers die für ihn typische Fischart. So lebt beispielsweise die Forelle im sauberen und sauerstoffreichen Wasser des Flußoberlaufes, während z. B. die Brachse am oft stark verschmutzten Unterlauf der Flüsse anzutreffen ist. Verschlechtert sich die Wasserqualität in einer Gewässerregion, wandern die dort beheimateten Fischarten ab und an ihre Stelle treten solche mit geringeren Ansprüchen an die Wasserqualität. Damit sind einerseits die in den einzelnen Abschnitten der Fließgewässer vorkommenden Fischarten ein Hinweis auf die jeweilige Qualität des Wassers. Andererseits kann eine bestimmte Fischart selbst als biologischer Indikator für die Veränderungen der Qualität eines bestimmten Gewässers im sogenannten Fischtest herangezogen werden.

Im Bewegungsverhalten der Fische spiegelt sich ihr jeweiliges Wohlbefinden wieder. Damit ist die Spontanaktivität der Fische ein Kriterium für die jeweilige Wassergüte. Der MOTILITÄTSTEST zielt darauf ab, die Veränderung der

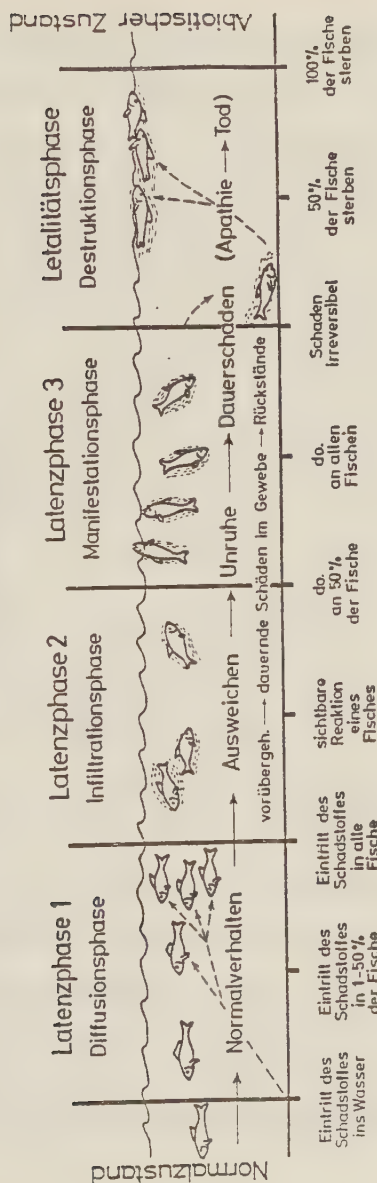
Wasserqualität bzw. das Auftreten von Schadstoffen im Wasser durch Registrierung der dadurch bedingten Motilitätsänderung der Testfische zu erfassen. Somit wird bereits das gestörte Wohlbefinden der Fische und nicht erst die Schwächung bzw. Lähmung der Tiere oder gar ihr Tod als Maß für die Qualitätsminderung des Wassers erfaßt. Demzufolge ist der MOTILITÄTSTEST im Vergleich zum Schwächungstest und Letalitätstest weitaus empfindlicher, und er zeigt Schadstoffe in einem Gewässer bereits bei bedeutend niedrigeren Konzentrationen an. Außerdem ist mit dem MOTILITÄTSTEST gegenüber den beiden anderen Fischtest-Verfahren eine Früherkennung der Wasserqualitätsänderung möglich. Dies wird durch Abbildung 6 deutlich, die die einzelnen Stadien einer Fischschädigung vom Eintritt eines Schadstoffes ins Wasser bis zum Tod der Fische aufzeigt. Das Schema läßt erkennen, daß der MOTILITÄTSTEST aufgrund seiner Empfindlichkeit bereits in der sogenannten Infiltrationsphase "anzeigt", d. h. wenn sich die Veränderung des Normalverhaltens (des "normalen" Bewegungsverhaltens) durch Ausweichen und beginnende körperliche Unruhe bemerkbar macht.

Der Versuchsparameter beim MOTILITÄTSTEST ist die durch Qualitätsminderung des Wassers bedingte Motilitätsänderung der Testfische. Diese Änderung kann aber nur dann hinrei-

Abbildung 6

Stadien einer Fischvergiftung

Nach Reichenbach-Klinke, 1971



chend erfaßt werden, wenn die Testfische unter normalen Umständen ein relativ ruhiges Bewegungsverhalten zeigen.

Wie bereits angedeutet, wird das Bewegungsverhalten von Fischen durch ihre Ernährungsweise beeinflusst. Diesbezüglich kann man ganz allgemein zwischen Raubfischen und sogenannten Friedfischen unterscheiden: Raubfische verbleiben vergleichsweise über längere Zeiträume relativ ruhig und werden nur zur Futtersuche agil. Sie nehmen als Beutegreifer Futter in geringen Mengen, jedoch mit hohem Nährstoff- und Energiegehalt auf. Friedfische als Alles- und Pflanzenfresser befinden sich dagegen nahezu ständig auf Suche nach Futter, da sie davon wegen der nur geringen Nährstoff- und Energiedichte laufend relativ große Mengen aufnehmen müssen. Aus diesem Grunde verhalten sich Friedfische im Vergleich zu Raubfischen unruhiger. Sie sind deshalb für die Verwendung im MOTILITÄTSTEST weniger geeignet, da bei ihnen Unterschiede der körperlichen Bewegungsaktivität nicht so ausgeprägt in Erscheinung treten.

Vor diesem Hintergrund erscheint die Forelle als Testfisch für den MOTILITÄTSTEST geeignet. Sie ist ein Raubfisch und hält sich tagsüber gern im Uferschatten verborgen, steht hier mit dem Kopf gegen die Wasserströmung und schießt nur vor, wenn ein Beutetier an ihr vorübertreibt. Die Forelle stellt weiterhin hohe Ansprüche an die Wasserqualität und

ist deshalb ein ausgezeichnete Indikatorfisch. Am empfindlichsten ist die Bachforelle (*Salmo trutta* L.), die nur in raschfließenden, kalten und sehr sauerstoffreichen Gebirgsbächen vorkommt und deshalb nur sehr schwer künstlich gehältert werden kann. Die Regenbogenforelle (*Salmo gairdneri* RICH.) verträgt dagegen auch wärmere Gewässer und läßt sich sogar in Teichen halten. Sie hat daher als gut zu haltender und gut zu züchtender Speisefisch Bedeutung erlangt und ist damit wiederum für die Verwendung auch als Versuchsfisch für die Durchführung des Fischtests überall und jederzeit erhältlich.

4.2. Ergebnisse der Motilitätsversuche

4.2.1. "Normale" Motilität der Forelle

Die Registrierung der "normalen" Motilität von Forellen in mehreren Langzeitmessungen unter den genannten Versuchsbedingungen erbrachte keine besonderen Auffälligkeiten. Abbildung 7 zeigt, daß sich längerfristige Perioden mit nur sehr wenigen Körperbewegungen geringer Intensität (Lokalmotilitäten) in unregelmäßiger Folge mit nur wenige Minuten andauernden Aktivitätsphasen (Lokomotionen) abwechseln. Eine Tagesrhythmik im Bewegungsverhalten der Fische

war nicht erkennbar. Vermutlich wurde diese durch die bei den Untersuchungen praktizierte Dauerbeleuchtung, wie beabsichtigt, unterdrückt. Zum Zeitpunkt der Fütterung wurden die Tiere verständlicherweise lebhafter (Abb. 8) und zeigten danach noch für etwa 20 - 45 Minuten verstärkte lokomotorische Aktivitäten.

4.2.2. Einfluß eines Unterstandes

Wegen ihrer relativ geringen Bewegungsaktivität erwiesen sich die Forellen wie erwartet für den MOTILITÄTSTEST als geeignet. In einer weiteren Versuchsreihe wurde dennoch geprüft, ob die Haltungsbedingungen im Testbecken durch Anbieten eines Unterstandes dahingehend zu verbessern waren, daß eine zusätzliche Beruhigung der Fische erzielt werden konnte. Denn Freilandbeobachtungen zeigen, daß Forellen oft im Schutz der Uferböschungen, unter einer Baumwurzel oder dgl. stehend verweilen. Die Versuchsforellen nahmen den Unterstand sogleich bereitwillig an und verließen ihn i.d.R. relativ selten. Dadurch reduzierte sich sowohl die Anzahl als auch die zeitliche Dauer der lokomotorischen Aktivitätsphasen. Der Vergleich der Abbildungen 9 und 10 läßt diese Beruhigung durch den Unterstand deutlich erkennen. Dieser Befund gab Veranlassung, in allen nachfol-

genden Untersuchungen den Versuchsfischen einen Unterstand im Testbecken anzubieten.

4.2.3. Motilität bei Gruppenhaltung

Es ist mit großer Wahrscheinlichkeit zu erwarten, daß die einzelnen Testfische, auch bei gleichem Geschlecht, bei gleichem Alter und gleichem Gewicht individuell unterschiedlich auf ein und denselben Schadstoff reagieren. Zur Eliminierung dieser sogenannten biologischen Streuung erscheint es deshalb zweckmäßig, den MOTILITÄTSTEST in der Praxis mit einer Gruppe von Testfischen durchzuführen. Die Forelle beansprucht jedoch als Raubfisch einen bestimmten Revierbereich, den sie unabhängig von ihrem Geschlecht gegen Artgenossen entschlossen verteidigt. In Anbetracht dieses Sachverhaltes wurde das Bewegungsverhalten von jeweils 2 Forellen bei Einzel- und Paarhaltung untersucht. Aus dieser Versuchsserie zeigt Abbildung 11 als repräsentatives Beispiel das mittels einer Meßplatte registrierte Simultan-Aktogramm zweier gleichgroßer Forellen, die zusammen in einem Testbecken, aber durch eine undurchsichtige Wand voneinander getrennt, ohne Unterstände gehalten wurden. Nach Anbieten der Unterstände reduzierten sich wie erwartet die körperlichen Aktivitäten der Tiere merklich, vor allem

durch weitgehendes Ausbleiben von lokomotorischen Phasen (Abb. 12). Nach Entfernung der Trennwand sowie der beiden Unterstände kam es sofort zwischen beiden Tieren zu praktisch ununterbrochenen Auseinandersetzungen um das "Revier". Die damit verbundenen heftigen Lokomotionen kommen in dem mit Abbildung 13 wiedergegebenen Simultan-Aktogramm der beiden Tiere deutlich zum Ausdruck. Die Ergebnisse dieser Versuchsreihe beweisen, daß die simultane Durchführung des MOTILITÄTSTESTS mit mehreren Testfischen ohne eine räumliche Trennung nicht möglich ist. Der Ausweg besteht darin, die Tiere - wie in den vorliegenden Untersuchungen mit 2 Forellen demonstriert - gemeinsam in einem Testbecken im Bereich einer simultan registrierenden Induktionsspule zu halten und dabei die Tiere voneinander durch undurchsichtige Trennwände abzugrenzen.

4.2.4. Einfluß der Wassertemperatur

Einer der wesentlichsten Grundfaktoren der Umwelt, die auf den Fisch einwirken, ist die Wassertemperatur. Fische als poikilotherme Tiere haben eine Körpertemperatur, die der Umgebungstemperatur praktisch gleich ist. Damit hat für Fische die Reaktionsgeschwindigkeit-Temperatur-Regel (RGT-Regel nach VAN T'HOFF) besondere Bedeutung, die be-

sagt, daß bei einer Erhöhung der Temperatur um 10°C die Geschwindigkeit chemischer Reaktionen ganz allgemein, aber auch von Stoffwechselvorgängen im lebenden Organismus um etwa das Doppelte zunimmt. Die Intensität des Stoffwechsels bei wechselwarmen Tieren, also auch bei Fischen, steht damit in direkter Relation zur Umgebungstemperatur.

Die Veränderungen der Wassertemperatur sind in der freien Natur recht unterschiedlich. Es gibt Gewässer, die je nach der geographischen Lage geringe oder starke tages- und jahreszeitliche Temperaturgefälle aufweisen. In Industriegebieten führt die Ableitung warmer Kühlwässer aus Kraftwerken u. ä. zu einer begrenzten, aber nicht unmerklichen Temperaturerhöhung der Gewässer. Auswirkungen auf Fische haben vor allem plötzliche Temperaturänderungen, wobei Temperaturerhöhungen im Vergleich zu Temperaturerniedrigungen von den Tieren weniger vertragen werden (BUCKSTEEG et al., 1955). An langsam verlaufende Temperaturänderungen können sich die Fische gewöhnlich gut adaptieren und diese ohne größere Beeinträchtigungen ertragen.

Da sich die Wassertemperatur auf den gesamten Stoffwechsel der Fische auswirkt, kommt es folglich auch zu temperaturbedingten Änderungen ihrer Motilität. Im Hinblick auf die Durchführung des MOTILITÄTSTESTS in einem natürlichen Gewässer mit den dort zwangsläufig vorherrschenden Temperaturänderungen wurde das Bewegungsverhalten von Forellen

nach ausreichender Adaptionszeit bei einer Wassertemperatur von 10° C, 15° C und 20° C registriert. Die dabei z. B. von einer 290 g schweren Forelle erhaltenen Aktogramme werden ausschnittsweise in den Abbildungen 14 - 16 wiedergegeben. Die Abbildungen zeigen, daß die Bewegungsaktivität des Tieres mit der Erhöhung der Wassertemperatur sukzessiv zunimmt. Im Vergleich zu der "normalen" Motilität der Forelle in 10° C kaltem Wasser (Abb. 14) treten bei einer Wassertemperatur von 15° C (Abb. 15) neben einer gesteigerten Lokalmotilität (erkennbar an der Häufung der kleinen Elongationen der Bewegungskurve um die Nulllinie) in nahezu regelmäßigen Abständen lokomotorisch bedingte Unruhen aufgrund heftiger Schwimmbewegungen auf (weite Elongationen der dargestellten Bewegungskurve). Bei einer Wassertemperatur von 20° C (Abb. 16) steigert sich die Unruhe des Tieres weiter, und die kurzfristigen Aktivitätsphasen wiederholen sich mehr oder weniger gleichmäßig im 5 Minutenabstand.

Aufgrund des hier beobachteten Ausmaßes der Beeinflussung der Fischmotilität durch die Wassertemperatur wurde in den Untersuchungen stets darauf geachtet, daß die Temperatur des Wassers in den Testbecken gleich blieb. Wie erwähnt, wurde bei den Versuchen i.d.R. (vgl. u.) mit ständig fließendem, frischem Leitungswasser gearbeitet. Die Wassertemperatur war deshalb in den Testbecken zwangsläufig

weitgehend konstant und betrug etwa 10°C , der Vorzugstemperatur¹⁾ von erwachsenen Forellen (SCHMEING-ENGBERDING, 1951). Wie ebenfalls beschrieben, war es bei der Durchführung der Schadstoffversuche notwendig, für die Dauer der eigentlichen Testperiode den Frischwasserzulauf durch das Testbecken zu unterbrechen. Mehrmalige Messungen ergaben, daß selbst bei einer 1-stündigen Unterbrechung des Frischwasserdurchlaufes die Temperatur des Wassers im Testbecken um nicht mehr als etwa 1°C anstieg (bei einer Raumtemperatur von 20°C).

Für die Durchführung des MOTILITÄTSTESTS in einem natürlichen Gewässer ist schließlich noch darauf hinzuweisen, daß eventuellen Änderungen der Wassertemperatur wegen ihres Einflusses auf die Motilität der Testfische in geeigneter Weise Beachtung geschenkt werden muß.

1) Als Vorzugstemperatur wird der Umgebungstemperaturbereich bezeichnet, in dem sich Tiere bei Vorhandensein sowohl tieferer als auch höherer Temperaturen vorzugsweise aufhalten.

4.2.5. Motilität anderer Testfischarten

Ein besonderer Vorteil des hier beschriebenen MOTILITÄTS-TESTS ist, daß der Test nicht nur als Laborversuch ausgeführt, sondern auch direkt in einem Gewässer im Freiland durchgeführt werden kann. Da für jedes Gewässer (Fluß oder See) bzw. für jede Gewässerregion bestimmte Fischarten charakteristisch sind, ist es naheliegend, die dort beheimateten Fische als Indikatoren für eine Schadstoff bedingte Änderung ihres Biotops heranzuziehen. In diesem Zusammenhang wurde orientierungshalber das Motilitätsverhalten von einigen vergleichbaren Bachsaiblingen, Schleien und Karpfen untersucht.

Abbildung 17 zeigt ausschnittsweise die "normale" Motilität eines Bachsaiblings in einem Testbecken mit Unterstand bei 10° C kaltem Wasser. Das Aktogramm ist dem einer Forelle (Abb. 10) praktisch gleich. Dies ist durchaus erklärbar, da der Bachsaibling (*Salvelinus fontinalis* MITCH.) ebenfalls ein Vertreter der Salmoniden ist und ähnliche Lebensansprüche und -gewohnheiten wie die Forelle aufweist.

Die Spontanaktivität einer Schleie (*Tinca tinca* L.) wird in Abbildung 18 gezeigt. Hierzu ist jedoch anzumerken, daß die aus versuchstechnischen Gründen gewählte Haltungstemperatur von 10° C für Schleien zu niedrig war, und

die Versuchstiere deshalb eine auffallend geringe Bewegungsintensität zeigten. Schleien bewohnen nämlich nur langsam fließende oder stehende Gewässer, und ihre Vorzugstemperatur liegt deshalb zum einen bei etwa 20° C (SCHMEING-ENGBERDING, 1951). Da sie sich zum anderen als bescheidene Schlammschaufler omnivor ernähren, sind sie normalerweise weitaus aktiver als dies aus Abbildung 18 hervorgeht. Das Beispiel läßt jedoch erkennen, daß die Motilität von Fischen drastisch reduziert werden kann, wenn die Wassertemperatur entsprechend weit unter die Vorzugstemperatur der jeweiligen Fischart abgesenkt wird. Eine Nutzung dieses Befundes für die praktische Durchführung des MOTILITÄTSTESTS ist durchaus vorstellbar.

Abbildungen 19 - 21 sind repräsentative Aktogramm-Ausschnitte für das Bewegungsverhalten von Karpfen in Wasser von 10° C, 15° C bzw. 20° C. Auch hier ist die mit dem Ansteigen der Wassertemperatur einhergehende Zunahme der Bewegungsaktivität des Tieres gut erkennbar. Die bei Forellen in rhythmischer Folge auftretenden lokomotorischen Aktivitäten sind bei den Karpfen allerdings weniger ausgeprägt. Für den Karpfen (*Cyprinus carpio* L.) gilt hinsichtlich seiner Lebens- und Ernährungsweise ähnliches wie für die Schleie. Deshalb kann nur Abbildung 21 repräsentativ für das "normale" Bewegungsverhalten von Karpfen sein. Die bei 10° C (Abb. 19) und 15° C (Abb. 20) Was-

sertemperatur unterhalb der Vorzugstemperatur (etwa 20° C nach SCHMEING-ENGBERDING, 1951) dieser Fischart gemessenen Motilitätskurven zeigen aber, in welchem Umfang sich die Motilität von Karpfen bei der Durchführung des MOTILITÄTSTESTS in einem natürlichen Gewässer reduzieren kann, wenn dessen Temperatur, z. B. jahreszeitlich bedingt, von 20° C auf 10° C absinkt.

4.3. Ergebnisse der Schadstoffversuche

Die hier als "Schadstoffversuche" bezeichneten Untersuchungen wurden mit zwei Fragestellungen durchgeführt, und zwar:

a. Untersuchung der Motilitätsänderung bei Veränderung der chemo-physikalischen Wasserqualität und b. Untersuchung der Motilitätsänderung bei Auftreten von Schadstoffen im Wasser.

Zur Absicherung der Brauchbarkeit des MOTILITÄTSTESTS im Hinblick auf den Nachweis von im Wasser auftretenden Schadstoffen mußten solche Motilitätsänderungen von Forellen untersucht werden, die bereits durch Veränderungen einiger chemo-physikalischer Wasserparameter bedingt sein können, also auch bei Abwesenheit "echter", d. h. anthropogener Schadstoffe auftreten.

4.3.1. Auswirkung einer O₂-Abnahme im Wasser

Der Sauerstoffgehalt des Wassers stellt bekanntlich einen sehr entscheidenden Faktor für das Wohlbefinden von Fischen dar. Die Sauerstoff-Lösungsmenge im Wasser hängt vom Partialdruck des Sauerstoffs in der Luft, seiner Löslichkeit im Wasser, vor allem aber von der Wassertemperatur ab. So enthält 1 Liter Wasser (bei 760 mm Hg) bei Sättigung bei 0° C 14,2 mg O₂, bei 10° C, 10,9 mg O₂ und bei 20° C nur noch 8,9 mg O₂ (MORTIMER, 1956). Der Sauerstoffgehalt im Wasser wird durch die Assimilationstätigkeit der Wasserpflanzen sowie durch Aufnahme aus der Luft ergänzt, wofür bei letzterem die Oberflächenbewegung des Wassers von besonderer Bedeutung ist. Gebirgsbäche sind deshalb verständlicherweise stets sauerstoffreicher als die nur noch träge dahinfließenden Unterläufe von Flüssen.

Der Sauerstoffbedarf der einzelnen Fischarten ist recht unterschiedlich und hängt von zahlreichen Faktoren ab, u. a. dem jeweiligen Aktivitätsniveau des Tieres (ALBRECHT, 1974). Während beispielsweise der Aal noch bei einem O₂-Gehalt von 2,8 mg/l im Wasser zurechtkommt, benötigt die Regenbogenforelle als typischer Vertreter sauerstoffreicher Gewässer als untere Grenze zwischen 5,0 - 5,5 mg O₂/l Wasser (ITAZAWA, 1971; SCHÄPERCLAUS, 1954).

Die häufigste Ursache eines Fischsterbens in natürlichen Gewässern ist auf einen Sauerstoffmangel zurückzuführen. Diese Gefahr ist wegen des geringen Sauerstofflösungsvermögens relativ groß. Letzteres nimmt mit steigender Wassertemperatur ab, während gleichzeitig der Sauerstoffbedarf der Fische infolge ihrer erhöhten Stoffwechselintensität zunimmt. Im Hinblick auf das Auftreten von Schadstoffen im Wasser ist an dieser Stelle zu bemerken, daß bei einem vorliegenden O_2 -Defizit im Wasser die Giftigkeit der meisten Schadstoffe sozusagen zunimmt, weil der Fisch in einem solchen Wasser den O_2 -Mangel durch erhöhte Kiemenventilation auszugleichen versucht und dadurch größere Schadstoffmengen aufnimmt (MURPHY, 1970; MURPHY und MURPHY, 1971).

Zu einem Sauerstoffmangel in einem Gewässer kommt es gewöhnlich bei starker organischer Belastung. Diese kann bekanntlich ohne jegliches Zutun des Menschen sowie anthropogen durch Einleitung von Abwässern aus der Landwirtschaft (Jauche, Gülle, Silosickersäfte), aus Schlachthöfen, Molkeereien, Brennereien und dergleichen im Wasser auftreten (ANWAND, 1975; SCHULZ, 1977). Ein Gewässer stirbt ab, d. h. Wasserfauna und -flora gehen zugrunde, wenn es einer zu starken organischen Belastung ausgesetzt wird.

Die Auswirkung einer O_2 -Abnahme im Wasser auf das Motilitätsverhalten von Forellen zeigt Abbildung 22. Der O_2 -Ge-

halt des Wassers fiel durch die N_2 -Einleitung von anfangs 10,3 ppm langsam auf 4,5 ppm ab. Bei einer O_2 -Konzentration von 6 ppm begann der Fisch plötzlich mit körperlicher Unruhe zu reagieren, die in dem Aktogramm deutlich durch die weiten Elongationen der Bewegungskurve ersichtlich ist. Bei einem O_2 -Gehalt von 4,5 ppm wurde der Test abgebrochen, d. h. die N_2 -Einleitung beendet und das Testbecken wieder mit Frischwasser geflutet. In gleichem Maße wie dadurch bedingt der O_2 -Gehalt im Wasser wieder anstieg, kehrte die Forelle allmählich zu ihrer "normalen" Bewegungsaktivität zurück. Die bezüglich der O_2 -Abnahme an 6 Fischen ermittelten "Reaktionskonzentrationen" sind in Tabelle 2 aufgeführt.

4.3.2. Auswirkung einer CO_2 -Zunahme im Wasser

Hinsichtlich eines gestörten Gashaushaltes im Wasser ist auch das Vorliegen eines erhöhten CO_2 -Gehaltes vorstellbar. Hieran ist insbesondere zu denken, da einerseits die Löslichkeit von Kohlendioxid in Wasser im Vergleich zu anderen Gasen sehr hoch ist (1 l H_2O löst bei $20^\circ C$ 880 cm^3 CO_2), und andererseits CO_2 schwerer als andere Gase ist, sich somit an Wasseroberflächen ansammeln und dadurch vermehrt in Lösung gehen kann. Im Wasser selbst entsteht Koh-

lendioxid durch die Atmung der Tiere bzw. nachts durch die Dissimilation der Wasserpflanzen, und weiterhin bei Fäulnisprozessen. Unter normalen Umständen ist eine merkliche Zunahme des CO_2 -Gehaltes im Wasser jedoch unwahrscheinlich, da der CO_2 -Gehalt der Luft sehr niedrig (0,03 Vol.%) ist und somit CO_2 bei genügender Luftbewegung leicht aus dem Wasser entweichen kann.

Die Auswirkung einer CO_2 -Erhöhung im Wasser auf den Fisch besteht zum einen in der Blockierung seiner CO_2 -Abgabe, andererseits reagiert der Fisch auf den durch die CO_2 -Absorption im Wasser hervorgerufenen Abfall des pH-Wertes. Eine diesbezügliche unterschiedliche Empfindlichkeit bei verschiedenen Fischarten wird an folgendem Beispiel deutlich: In 15°C kaltem Wasser zeigt die Regenbogenforelle bereits bei 9 - 18 mg CO_2/l , der Karpfen dagegen erst bei 18 - 36 mg CO_2/l körperliche Unruhe (REUSS, 1909).

Das Ergebnis des CO_2 -Tests findet sich in Abbildung 23. Der in diesen Untersuchungen als Maß für die im Wasser gelöste CO_2 -Menge registrierte pH-Wert wurde von anfangs pH 7,4 durch die CO_2 -Einleitung während des Tests bis auf pH 6,3 abgesenkt. Die Forelle reagierte aber bereits bei einem pH-Wert von 7,0. Da durch die CO_2 -Einleitung der O_2 -Gehalt im Wasser (Austreibung des O_2 durch CO_2) nur unbedeutend von 10,3 ppm auf 9,8 ppm während des Versuches zurückging, scheidet die Abnahme des O_2 -Gehaltes als das

die Unruhe der Forelle auslösende Moment aus. Mit aller Wahrscheinlichkeit ist anzunehmen, daß die Reaktion des Testfisches auf die CO_2 -Zugabe nicht aufgrund einer Störung seiner CO_2 -Abgabe, sondern auf den erfolgten Abfall des pH-Wertes zurückzuführen ist. Diese Vermutung scheint durch das Ergebnis des nachfolgenden "Säuretests" aufgrund der gleichen "pH-Reaktionswerte" von etwa 7,0 bestätigt. Die Einzelwerte des CO_2 -Tests finden sich in Tabelle 3.

4.3.3. Auswirkung von pH-Änderungen im Wasser

Der pH-Wert natürlicher Gewässer ist durch Einflüsse der Witterung, des Wasserzuflusses, der Einlagerung von Stoffen, insbesondere aber durch den bereits angeführten Kohlensäurehaushalt und die diesen beeinflussende Assimilation der Wasserpflanzen großen Schwankungen unterworfen. Gravierender sind aber Einleitungen basischer oder saurer industrieller Abwässer (schwefelsäurehaltige Abwässer aus Braunkohlengruben, Abwässer aus Beizereien, Düngemittelfabriken u. ä.).

Die Schädigung der Fische, die eine artspezifische Empfindlichkeit gegenüber pH-Schwankungen aufweisen, besteht vor allem in einer Zerstörung des respiratorischen Epithels

der Kiemen, so daß der Tod durch Ersticken bzw. Kohlen-
säure-Akkumulation im Fischkörper eintritt. Typische Aus-
wirkungen einer pH-Wert-Erniedrigung zeigt SCHÄPERCLAUS
(1926) bei der sogenannten Säurekrankheit der Karpfen
auf. Die Letalitätswerte liegen bei Forellen um pH 4,8
(BANDT, 1936; SCHMIEMENZ, 1937).

Als sogenannte Laugenkrankheit (u. a. Verätzung des
Haut- bzw. Kiemengewebes) werden Schädigungen der Fische
durch eine pH-Erhöhung bezeichnet. BANDT (1936) gibt als
tödlichen pH-Wert für Forellen 9,2 an.

Wie die Abbildungen 24 und 25 zeigen, begannen die hier
untersuchten Forellen auf Veränderungen des pH-Wertes des
Wassers bei einem pH-Wert von 7,0 bzw. 8,7 mit körperli-
cher Unruhe zu reagieren. Die panikartigen Fluchtreaktio-
nen waren bei pH 6,3 bzw. bei pH 9,2 deutlich zu beobach-
ten, so daß die jeweiligen Tests hier abgebrochen wurden.
Die in den beiden Testreihen ermittelten Einzeldaten sind
in Tabelle 4 und 5 zusammengestellt.

4.3.4. Auswirkungen von Ammoniak und Nitrit im Wasser

Gelangen organische Stickstoffverbindungen in die Gewässer,
so erfolgt dort ihre Aufspaltung bzw. ihr Abbau, indem
durch Bakterien zunächst der Stickstoff in Form von Ammo-

niak abgespalten und später über Nitrit zu Nitrat umgesetzt wird. Da dieser Abbau im wesentlichen durch Oxidation erfolgt, wird dem Wasser bei diesen Vorgängen - in ihrer Gesamtheit als biologische Selbstreinigung bezeichnet - Sauerstoff entzogen. Nimmt die organische Belastung in einem Gewässer überhand, so kommt es zum fast völligen Sauerstoffschwund. Dadurch stirbt ein Großteil der Abbau-bakterien ab, so daß es zu einer Häufung des für Fische hochtoxischen Ammoniaks sowie des Nitrits kommen kann. Besondere Bedeutung hat das Ammoniak. Da nur die undissoziierten Ammoniakmoleküle (NH_3) für Fische toxisch sind, hängt die Giftwirkung der im Wasser vorhandenen Ammoniakkonzentration entscheidend vom pH-Wert ab und wird geringfügig auch von der Temperatur beeinflusst (pH 6: 0 % NH_3 , 100 % NH_4^+ ; pH 9: 25 % NH_3 , 75 % NH_4^+). Auf diesen Sachverhalt wiesen WUHRMANN und WOKER (1948) erstmals hin. Steigt also der pH-Wert des Wassers an, beispielsweise durch starke Assimilation überentwickelten Phytoplanktons, entsteht aufgrund des Dissoziationsgleichgewichtes vermehrt Ammoniak.

Eine übermäßige Belastung der Gewässer mit stickstoffhaltigen Verbindungen erfolgt u. a. durch Einleitung häuslicher Abwässer (Harnstoff), von Abwässern aus landwirtschaftlichen Betrieben (Jauche, Gülle, Kunstdünger), aus Schlachthöfen, Gerbereien usw. Für die Auswirkung auf Fische ist

es ohne Belang, ob Ammoniak und Nitrit im Gewässer selbst aufgrund eines gestörten Milieus (übermäßige Belastung, fehlender Sauerstoff) entstehen oder bereits als solche in die Gewässer eingeleitet werden. Die Schädigungen des Ammoniaks konzentrieren sich auf die Atmungsorgane, das Blut und das Nervengewebe der Fische, die auch hier eine artspezifisch unterschiedliche Empfindlichkeit aufweisen (WUHRMANN und WOKER, 1948; BANDT, 1953; BURROWS, 1964; REICHENBACH-KLINKE, 1967). Nach WILSON et al. (1969) sollten zur Vermeidung von Schädigungen durch NH_3 bei adulten Forellen Konzentrationen von 0,01 mg/l nicht überschritten werden. Weitaus weniger fischtoxisch als Ammoniak wirkt Nitrit. Übereinstimmende Angaben über seine schädigende Konzentration liegen nicht vor. Ein brauchbarer Hinweis findet sich bei KLINGLER (1957), der für Elritzen eine Konzentration von 50 mg NaNO_2 /l Wasser als noch sicher tödlich angibt.

Repräsentative Aktogramme aus den beiden mit NH_3 bzw. Nitrit durchgeführten Testreihen sind Abbildung 26 bzw. 27. Wie aus Abbildung 26 ersichtlich, beginnt die Testforelle schon bei einer Konzentration von 0,02 ppm NH_3 unruhig zu werden. Der Test mußte dann bereits bei 0,08 ppm NH_3 abgebrochen werden, um eine mögliche irreversible Schädigung des Tieres zu vermeiden.

Wie bereits erklärt, wurde bei der Prüfung der Nitritwir-

kung die "Reaktionszeit" der Testfische bei einer bestimmten Nitritkonzentration (7,5 g/l) als Kriterium ermittelt. Abbildung 27 zeigt, in welchem Umfang sich die Motilität einer Forelle in Anwesenheit von Nitrit "gegenüber der Norm" änderte. Die Unruhe setzte etwa 9 Minuten nach Zugabe des Nitrits ein. Mit der Frischwasserflutung wurde nach etwa 30 Minuten begonnen. Die einzelnen numerischen Werte aus den beiden Testreihen sind in Tabelle 6 (NH₃-Test) und Tabelle 7 (Nitrit-Test) aufnotiert.

Die bisher angeführten Veränderungen der Wasserqualität können sowohl ohne als auch mit Zutun des Menschen auftreten. Ammoniak und Nitrit z. B. können wie oben angeführt bei gestörtem Eiweißabbau im Wasser direkt entstehen, oder vom Menschen produziert und durch ihn in die Gewässer abgegeben werden. Von solchen Stoffen, die sich in Bezug auf ihre Provenienz nicht eindeutig einordnen lassen, sind jene Substanzen abzugrenzen, die nur vom Menschen erzeugt werden können und durch ihn in die Gewässer gelangen. Diese Substanzen werden in der vorliegenden Arbeit als "echte" Schadstoffe bezeichnet. Eine strikte Abgrenzung ist allerdings nicht immer möglich, wie dies z. B. am nachstehend angeführten Phenol der Fall ist. Phenol entsteht im Wasser

unter natürlichen Verhältnissen aus aromatischen Aminosäuren beispielsweise bei Laubfäulnis im Wasser oder bei einem gestörten Eiweißabbau. Andererseits gelangen heute in erheblichen Mengen "Phenole" technologischer Provenienz als "echte" Schadstoffe in die Gewässer. Im Gegensatz dazu sind beispielsweise Detergentien und bestimmte Schwermetallverbindungen "echte" Schadstoffe für Fische.

4.3.5. Auswirkung von Phenol im Wasser

Unter dem Sammelbegriff "Phenole" werden flüchtige, einwertige und mehrwertige Phenolverbindungen zusammengefaßt, die vor allem aus den Abwässern der kohleveredelnden Industrie (Gasanstalten, Kókereien u. ä.), aus Erdölraffinerien, über Teerprodukte, Farbstoffe, Desinfektionsmittel und dergleichen in die Gewässer gelangen.

Die Giftwirkung des Phenols steigt mit sinkendem Sauerstoffgehalt und nimmt mit zunehmender Härte des Wassers ab (HAMMERSTINGL, 1951). Kumulationswirkungen von Phenolen mit anderen Abwassergiften wies MANN (1962) anhand der sogenannten Schlepperwirkung der Detergentien nach. Er stellte fest, daß sich die Phenolaufnahme von Fischen um 100 % steigert, wenn dem Wasser ein Detergens zugesetzt wird. BUCKSTEEG et al. (1955) stellten mit steigender Temperatur

eine Zunahme der Giftwirkung des Phenols fest und wiesen vor allem eine langsame Gewöhnung an Phenol bei Fischen nach. Phenol wirkt wegen seiner Lipidlöslichkeit insbesondere als Nervengift, schädigt aber auch das Blutgefäßsystem, wird in der Leber, den Kiemen sowie in der Haut gespeichert und führt dort zu schweren Schäden (REICHENBACH-KLINKE, 1965). WUHRMANN und WOKER (1950) ermittelten bei Bachforellen eine toxische Schwellenkonzentration¹⁾ von 3,5 mg Phenol/Liter Wasser.

Bei den hier durchgeführten Untersuchungen reagierten die Forellen bei einer Phenolkonzentration von 5 ppm mit körperlicher Unruhe und bei 10 ppm mit panikartigen Fluchtbewegungen. Die Ergebnisse dieser Testreihe sind in Abbildung 28 und in Tabelle 8 wiedergegeben.

4.3.6. Auswirkung von Detergentien im Wasser

Detergentien (Tenside) sind synthetisch hergestellte, grenzflächenaktive Substanzen mit überwiegend waschaktiven Eigenschaften, die durch chemisch-strukturelle Variationen

1) Als Schwellenkonzentration wird die niedrigste Konzentration bezeichnet, bei der die ersten signifikanten Abweichungen von der Kontrolle auftreten.

vielfältige Anwendung gefunden haben (Waschmittel, Spülmittel, Industriereiniger, Desinfektionsmittel u. ä.) und damit auch in unsere Gewässer gelangen. Entsprechend ihrem verschiedenen chemischen Aufbau und den darauf zurückzuführenden unterschiedlichen Wirkungsweisen kann man die Detergentien einteilen in die Gruppe der anionaktiven (Hauptbestandteil der Waschmittel) und in die Gruppe der kationaktiven Verbindungen (vorwiegend Reinigungs- und Desinfektionsmittel). Soweit bis jetzt bekannt, scheinen weder die anion- noch die kationaktiven Verbindungen spezifische Auswirkungen auf den Fisch zu haben. Es scheint nur die Grenzflächenaktivität maßgebend zu sein, die allen Detergentien gemeinsam ist. Die Schädigungen bei Fischen betreffen das Kiemenepithel sowie das Blutgefäß- und Nervensystem. Dadurch wird vor allem der Gasaustausch über die Kiemen beeinträchtigt; aufgrund der Nervenschädigung kommt es zu Gleichgewichtsverlusten und Lähmungserscheinungen. Die tödlichen Wirkungen der grenzflächenaktiven Substanzen liegen bei Fischen artspezifisch unterschiedlich zwischen 5 und 15 mg/l (MANN, 1955, 1965; SIERP und THIELE, 1954; KNÖPP, 1961).

In den hier angestellten Untersuchungen wurde in jeweils einer Versuchsserie mit 6 Forellen die Wirkung von LAS, DSDMAC sowie eines handelsüblichen Spülmittels (s. u.) geprüft. Die Ergebnisse sind in den Abbildungen 29 - 32 und

in den Tabellen 9 - 11 zusammengestellt.

Abbildung 29 veranschaulicht die Motilitätsänderung einer Forelle bei Auftreten von LAS (Lineares Alkylsulfonat) im Wasser, einer der Grundsubstanzen anionaktiver Waschmittel. Die körperliche Reaktion des Tieres setzte bei einer Konzentration von 2,8 ppm ein. Im Gegensatz zu den bisherigen Testergebnissen ist in der genannten Abbildung zu erkennen, daß der Versuchsfisch nach Beendigung des Tests (5,0 ppm) in Frischwasser auch 1 1/2 Stunden nach Testende noch nicht zu seiner "normalen" Bewegungsaktivität zurückgefunden hatte. Zu dem gleichen Befund führte der Test mit DSDMAC (Distearyl-dimethyl-ammonium-chlorid), einer der Grundsubstanzen kationaktiver Waschmittel. Das als Beispiel in Abbildung 30 wiedergegebene Aktogramm läßt erkennen, daß die Forelle bei 2,7 ppm unruhig wurde und nach Testende (8,0 ppm) ebenfalls noch unruhig verblieb. Hier war auffallend, daß sich im Gegensatz zu dem LAS-Ergebnis die Unruhe durch kurzfristige Aktivitätsphasen in rhythmischer Folge mit mehrminütigen Ruhephasen ausdrückte. Diese auffallende Störung der Spontanaktivität ist anhand des Beispiels DSDMAC in Abbildung 31 festgehalten. Die dort aufgezeigten Bewegungskurven wurden 3 bis 6 Stunden (obere Kurve) bzw. 8 - 11 Stunden (untere Kurve) nach Beendigung der DSDMAC-Einleitung registriert. Analog war auch das Resultat der Testreihe mit der handelsüblichen

Detergentien-Lösung. Hier setzte die körperliche Unruhe des Testfisches bei etwa 8,6 ppm ein (vgl. Abb. 32 bzw. Tab. 11), und eine Beruhigung der Tiere war auch längere Zeit nach Testende nicht zu beobachten. Die hier gezeigten Ergebnisse verdeutlichen die nachhaltige Schädigung von Fischen durch im Wasser auftretende oberflächenaktive Substanzen, selbst bei bemerkenswert niedrigen Konzentrationen.

4.3.7. Auswirkung von Zink im Wasser

Als besondere Gruppe fischtoxischer Substanzen sind die Salze verschiedener Schwermetalle (Hg, Pb, Cd, u. ä.) zu nennen. Sie gelangen vor allem mit den Abwässern bestimmter metallverarbeitender und chemischer Betriebe, der Galvanikbetriebe und Beizereien (Methylquecksilber und Zink) in die Gewässer. Sinkender Sauerstoffgehalt eines Gewässers verstärkt die Fischtoxizität von Schwermetallsalzen, während mit steigender Härte des Wassers eine Abschwächung der Toxizität festzustellen ist. Alle Metallsalze ergeben ein mehr oder weniger einheitliches Bild der Schädigung (SCHWEIGER, 1957): Auf der Körperoberfläche und auf den Kiemen bildet sich ein metallhaltiger Belag; später tritt eine Quellung mit intensiver Schleimsekretion, Schrumpfung

und schließlich eine Desquamation der Zellen auf. Der Tod der je nach Fischart und Altersklasse unterschiedlich empfindlich reagierenden Tiere, tritt schließlich vor allem aufgrund der Verätzung ihres Kiemenepithels durch Erstickten ein. Kombinationen der verschiedenen Metallverbindungen führen zu einer Addition und manchmal zu Kumulationen im Fischorganismus, wobei sich die Metalle bei längerer Einwirkungszeit in den Organen ablagern (HAIDER, 1965). SCHWEIGER (1957) gibt beispielsweise folgende Letaldosen einiger Schwermetallsalze in mg/l für Forellen an: Quecksilber 0,25; Cadmium 4,00; Nickel 30,00.

Die Resultate der Versuchsserie des hier als Repräsentanten für Schwermetalle untersuchten Zinks sind aus Abbildung 33 und Tabelle 12 ersichtlich. Eine deutlich meßbare Änderung der Motilität war bei Konzentrationen ab 1,5 ppm Zn^{++} zu verzeichnen; in Panik gerieten die Tiere bei einer etwa dreimal so hoch liegenden Zink-Konzentration im Wasser. Nach Beendigung der Tests beruhigten sich die Versuchsforellen relativ rasch und zeigten dann wieder ihre "normale" Motilität.

Abbildung 7

N o r m a l e Motilität einer Forelle (KG 280 g) zu unterschiedlichen Zeiten bei Dauerbeleuchtung in einem Testbecken *) mit kontinuierlicher Frischwasserflutung **)

*) ohne Unterstand

**) Wassertemperatur 10°C; 10,3 ppm O₂; pH 7,45; Gesamthärte 17°d

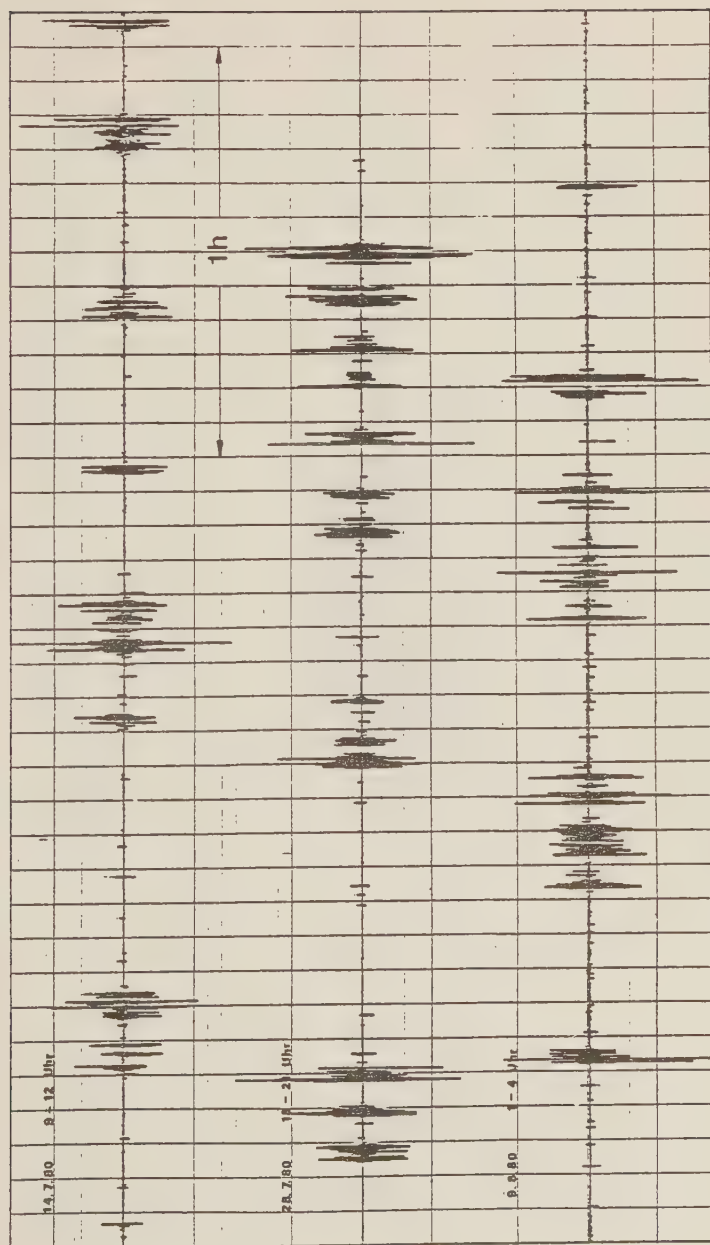


Abbildung 8

BEEINFLUSSUNG DER MOTILITÄT VON FORELLEN DURCH DIE FÜTERUNG

Aktogramm einer Forelle (KG 290 g) zum Zeitpunkt der Futteraufnahme
in einem Testbecken

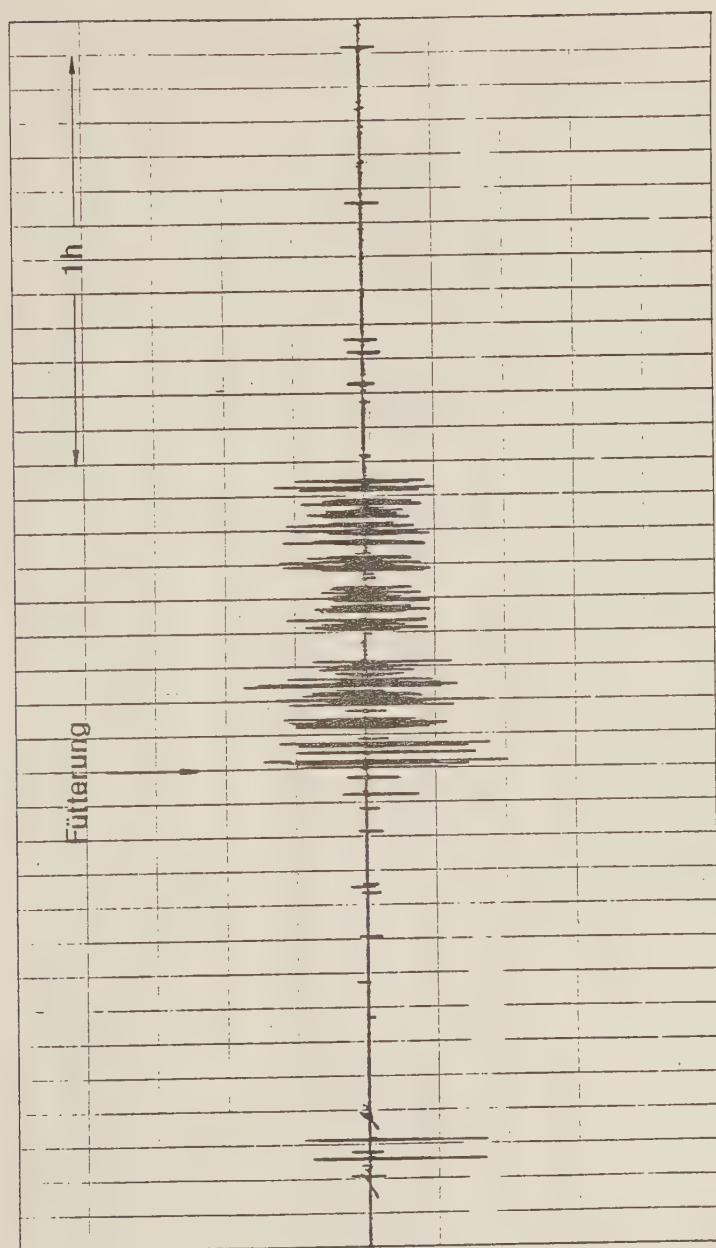


Abbildung 2

BEEINFLUSSUNG DER MOTILITÄT VON FORELLEN DURCH ANBIETEN EINES UNTERSTANDES

Aktogramm einer Forelle (KG 300 g)^{*)} in einem Testbecken ohne Unterstand

*) In Abbildung 9 und 10 handelt es sich um dasselbe Versuchstier

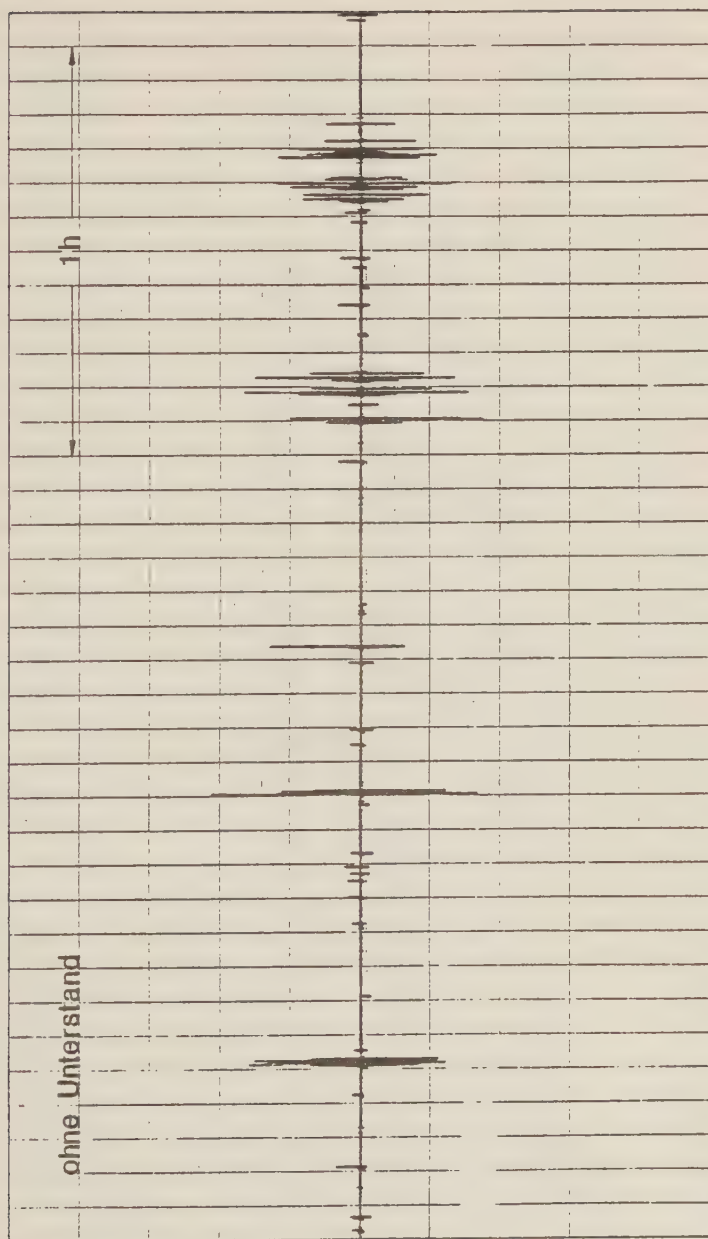


Abbildung 10

BEEINFLUSSUNG DER MOTILITÄT VON FORELLEN DURCH ANBIETEN EINES UNTERSTANDES

Aktogramm einer Forelle (KG 300 g) *) in einem Testbecken mit Unterstand

*) In Abbildung 9 und 10 handelt es sich um dasselbe Versuchstier

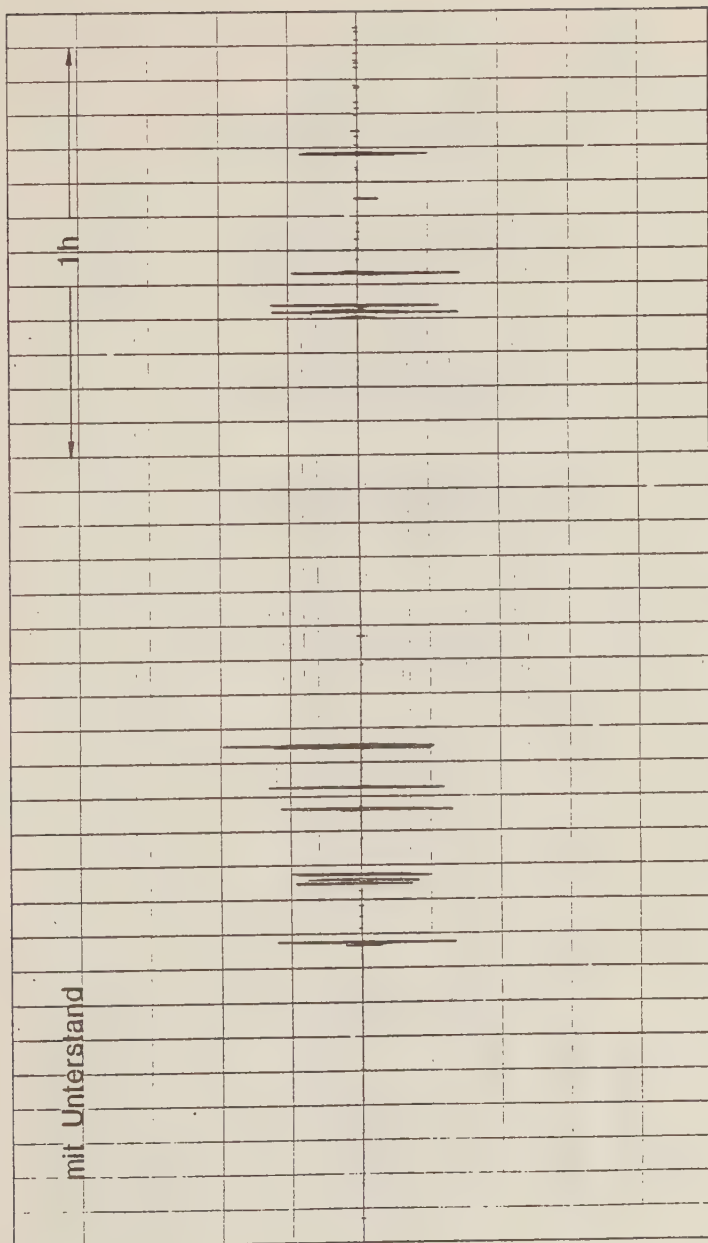


Abbildung 11

BEEINFLUSSUNG DER MOTILITÄT VON FORELLEN BEI GRUPPENHALTUNG

) Simultan-Aktogramm^{)} zweier gleichgroßer Forellen (KG 310 g)^{**)} in einem Testbecken durch eine undurchsichtige Trennwand getrennt und ohne Unterstände gehalten

*) Simultane Bewegungsmessung an beiden Versuchstieren durch eine einzige Meßplatte
**) In Abbildung 11, 12 und 13 handelt es sich um dieselben Versuchstiere

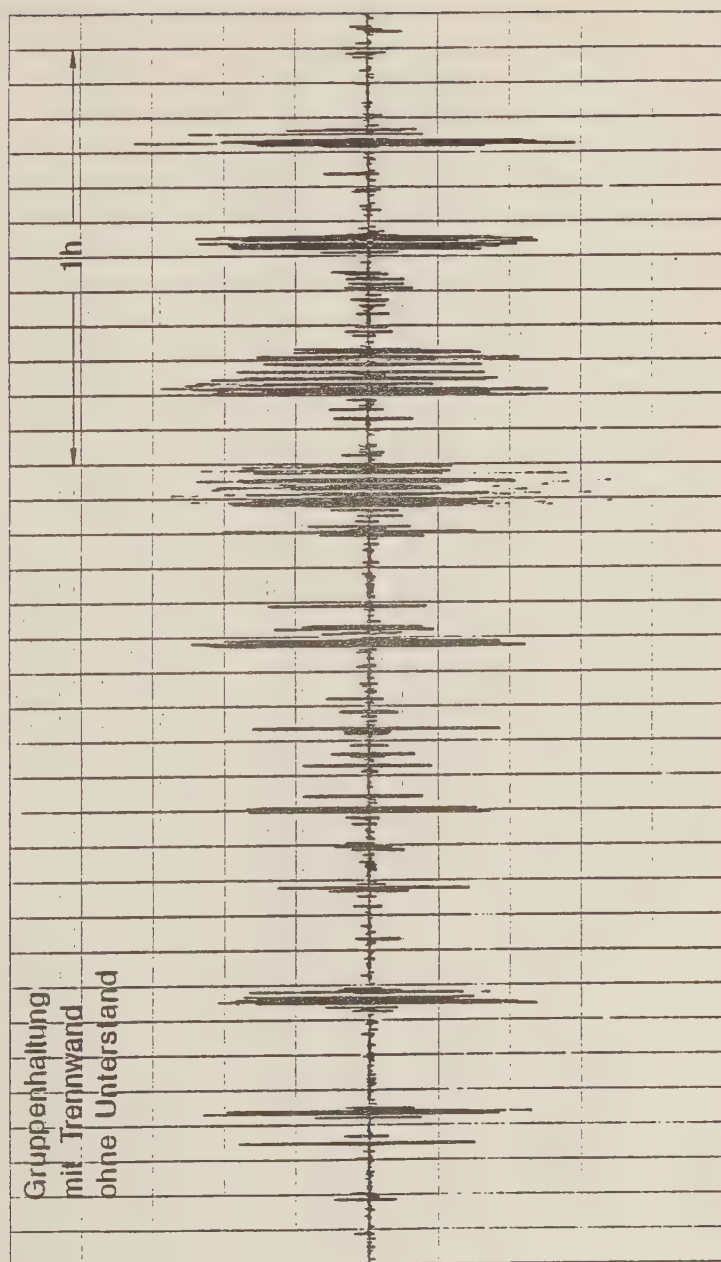


Abbildung 12

BEEINFLUSSUNG DER MOTILITÄT VON FORELLEN BEI GRUPPENHALTUNG

Simultan-Aktogramm^{*)} zweier gleichgroßer Forellen (KG 310 g)^{**)} in einem Festbecken durch eine undurchsichtige Trennwand getrennt und mit Unterständen gehalten

^{*)} Simultane Bewegungsmessung an beiden Versuchstieren durch eine einzige Meßplatte

^{**)} In Abbildung 11, 12 und 13 handelt es sich um dieselben Versuchstiere

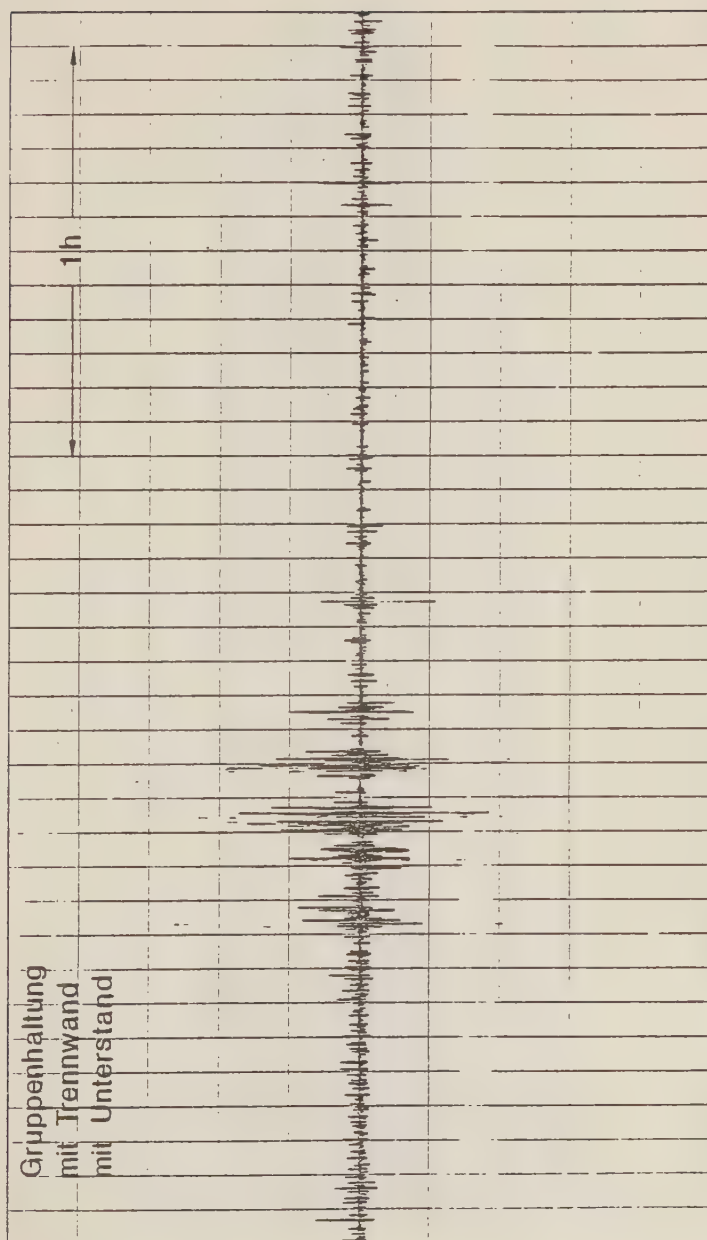


Abbildung 13

BEEINFLUSSUNG DER MOTILITÄT VON FORELLEN BEI GRUPPENHALTUNG

*) Simultan-Aktogramm zweier gleichgroßer Forellen (KG 310 g) **) in einem Testbecken
ohne Trennwand und ohne Unterstände

*) Simultane Bewegungsmessung an beiden Versuchstieren durch eine einzige Meßplatte
**) In Abbildung 11, 12 und 13 handelt es sich um dieselben Versuchstiere

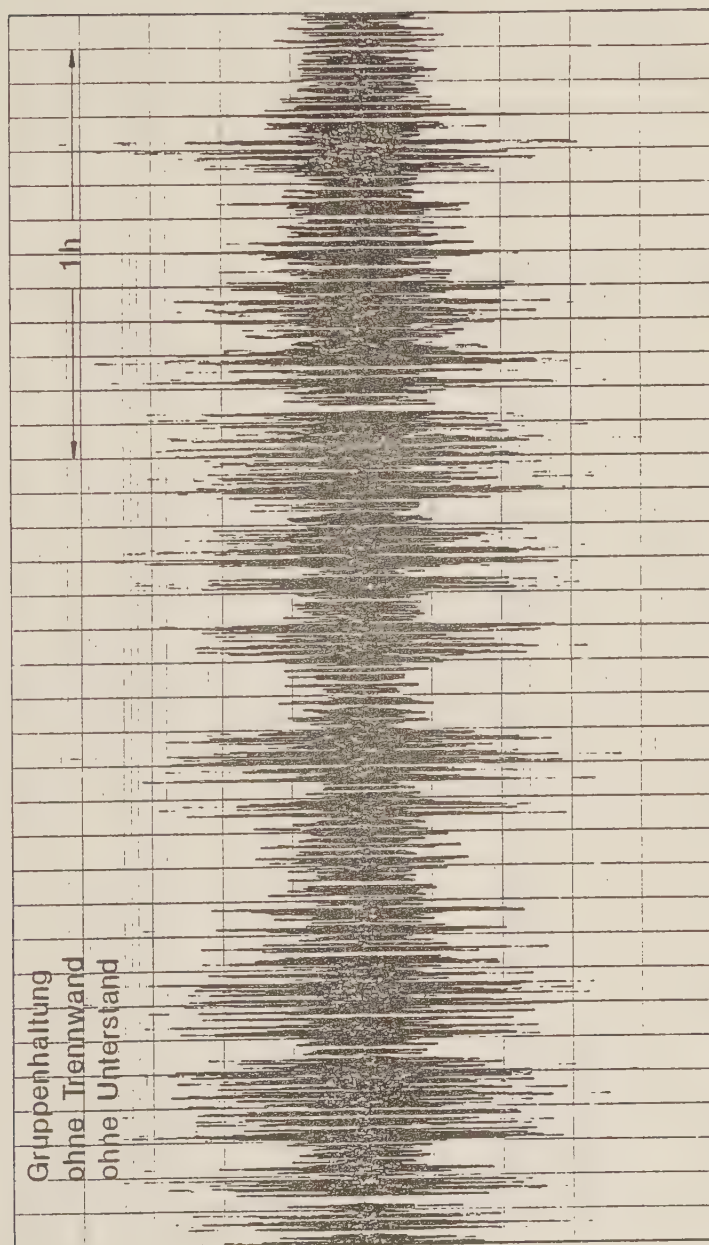


Abbildung 14

BEEINFLUSSUNG DER MOTILITÄT VON FORELLEN DURCH DIE Wassertemperatur

Aktogramm einer Forelle (KG 290 g) ^{*)} bei einer Wassertemperatur von 10°C ^{**)}

-
- *) In Abbildung 14, 15 und 16 handelt es sich um dasselbe, an die jeweilige Wassertemperatur adaptierte Versuchstier
**) 10,3 ppm O₂; pH 7,45; Gesamthärte 17°d

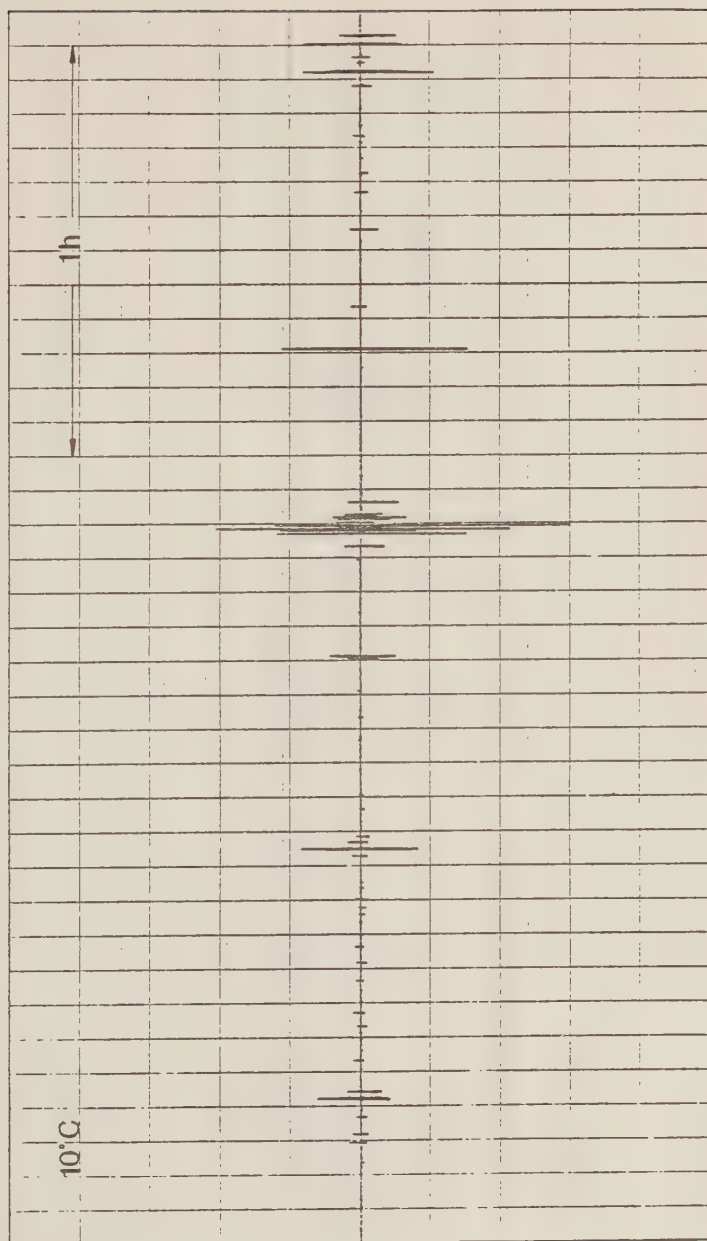


Abbildung 15

BEEINFLUSSUNG DER MOTILITÄT VON FORELLEN DURCH DIE Wassertemperatur

Aktogramm einer Forelle (KG 290 g)^{*)} bei einer Wassertemperatur von 15°C^{**)}

-
- ^{*)} In Abbildung 14, 15 und 16 handelt es sich um dasselbe, an die jeweilige Wassertemperatur adaptierte Versuchstier
^{**)} 9,0 ppm O₂; pH 7,45; Gesamthärte 17°d

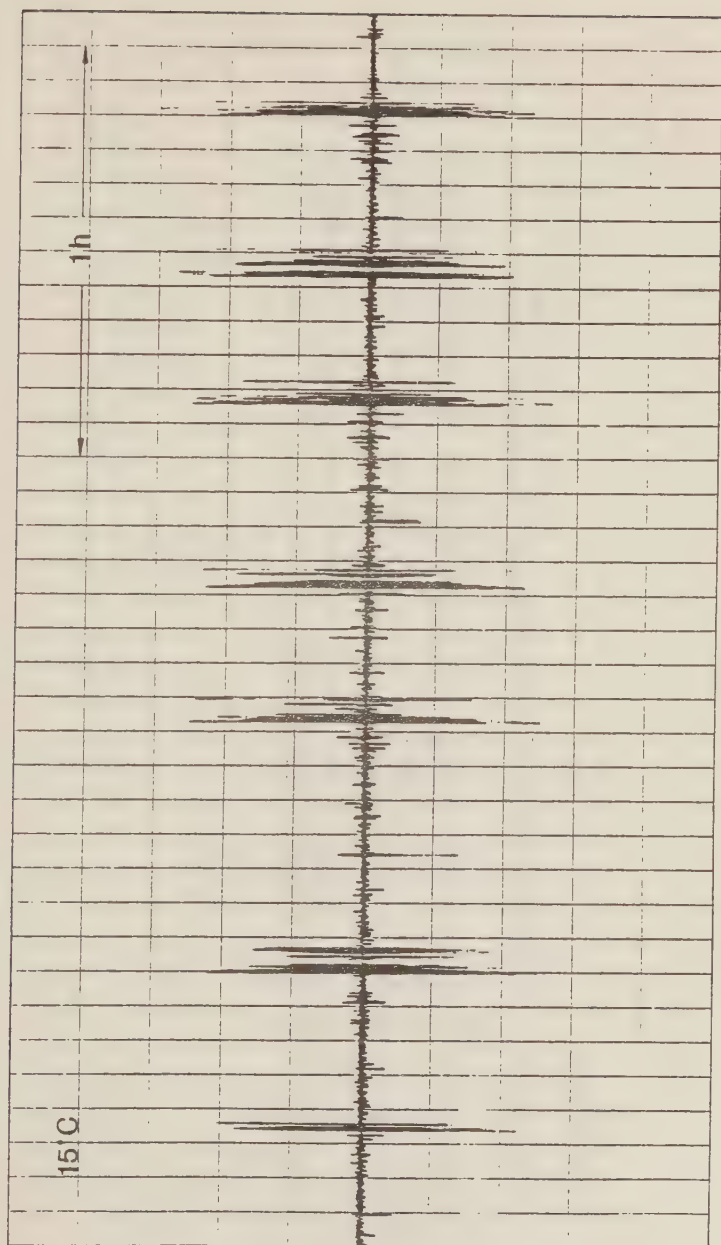


Abbildung 16

BEEINFLUSSUNG DER MOTILITÄT VON FORELLEN DURCH DIE WASSERTEMPERATUR

Aktogramm einer Forelle (KG 290 g)^{*)} bei einer Wassertemperatur von 20°C^{**)}

-
- ^{*)} In Abbildung 14, 15 und 16 handelt es sich um dasselbe, an die jeweilige Wassertemperatur adaptierte Versuchstier
^{**) 7,3 ppm O₂; pH 7,45; Gesamthärte 17° d}

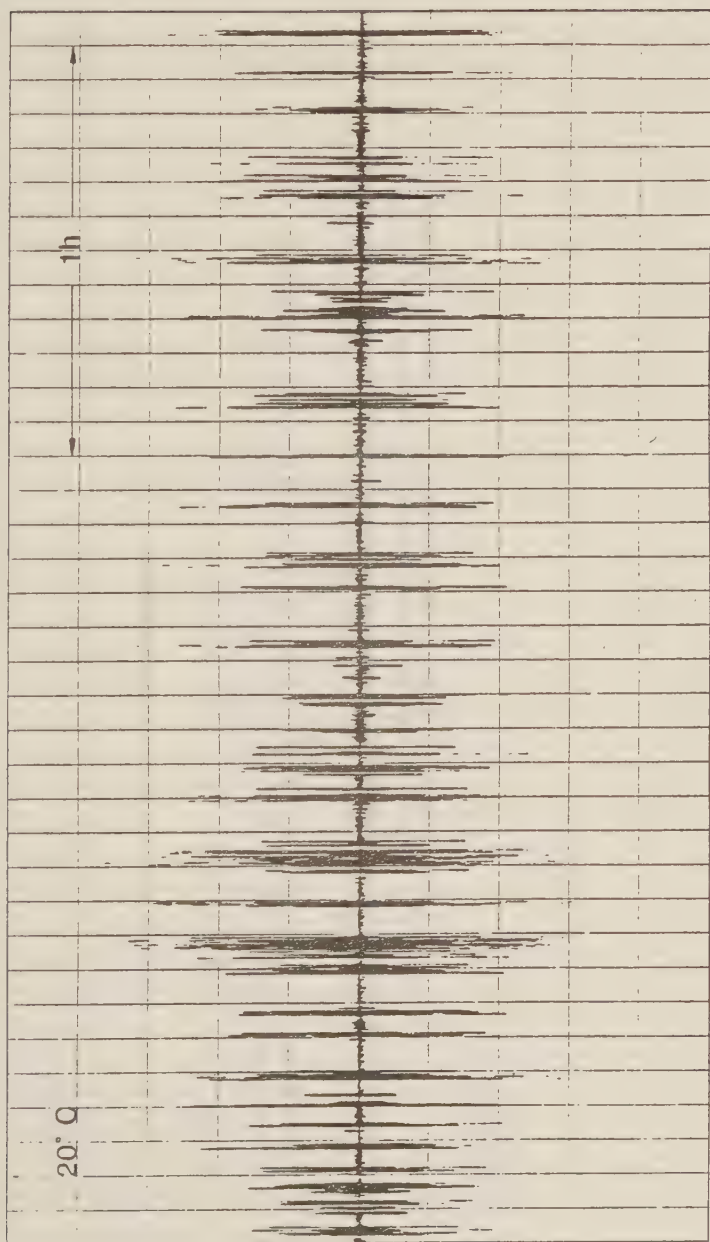


Abbildung 17

N o r m a l e Motilität eines Bachsaiblings (KG 270 g) bei Dauerbeleuchtung in einem Testbecken mit Unterstand und kontinuierlicher Frischwasserflutung*)

*) Wassertemperatur 10°C; 10,3 ppm O₂; pH 7,45; Gesamthärte 17°d

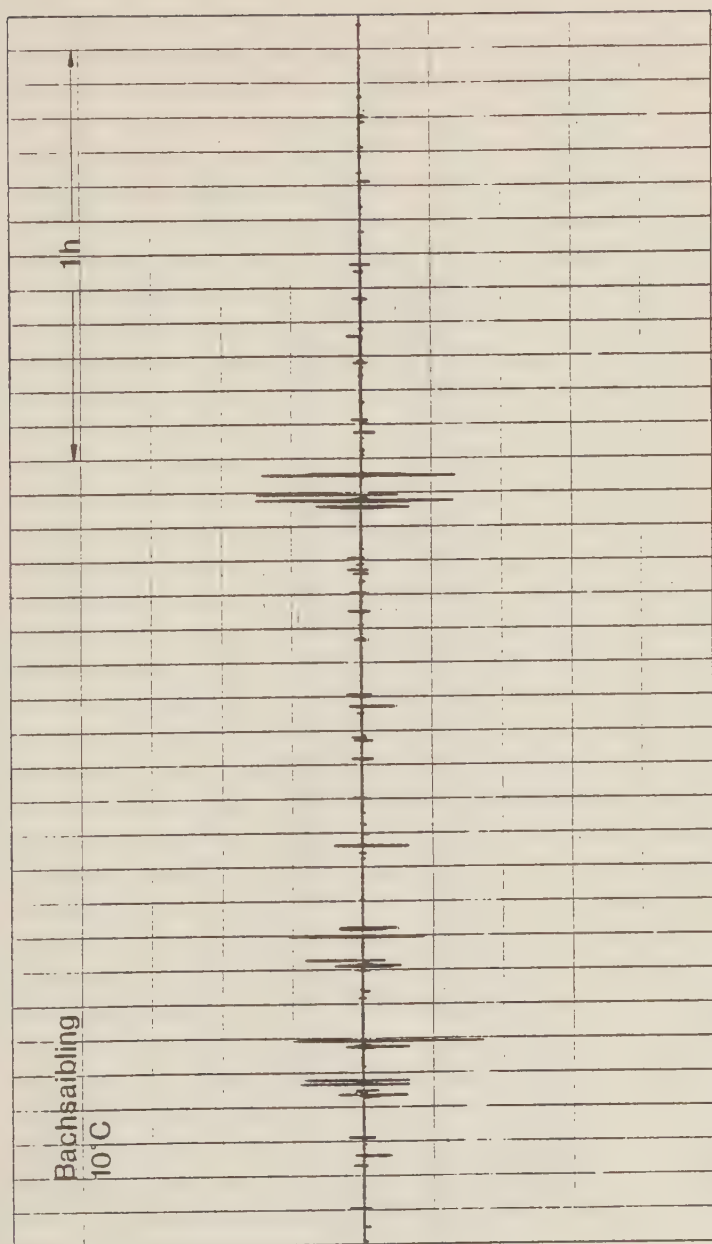


Abbildung 18

N o r m a l e Motilität einer Schleie (KG 280 g) bei Dauerbeleuchtung in einem Testbecken mit Unterstand und kontinuierlicher Frischwasserflutung *)

*) Wassertemperatur 10°C; 10,3 ppm O₂; pH 7,45; Gesamthärte 17° d

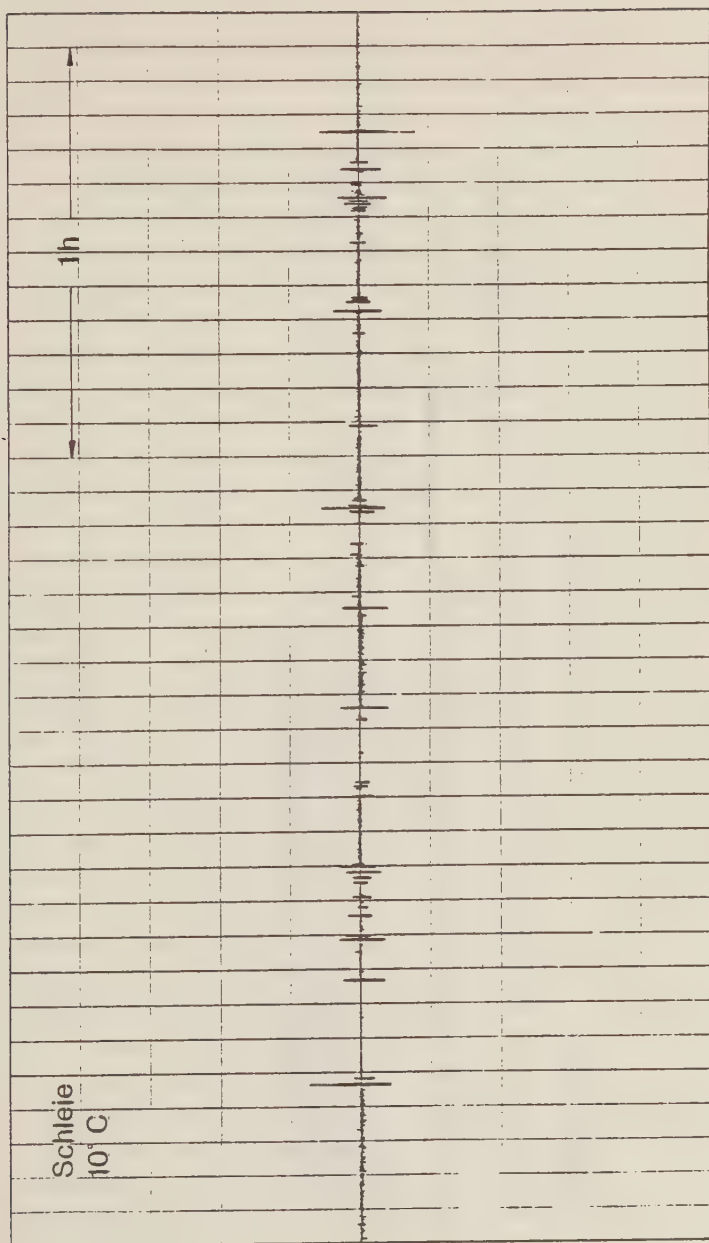


Abbildung 19

N o r m a l e Motilität von Karpfen bei unterschiedlicher Wassertemperatur
Aktogramm eines Karpfens (KG 330 g) ^{*)} bei einer Wassertemperatur von 10°C ^{**)}

^{*)} In Abbildung 19, 20 und 21 handelt es sich um dasselbe, an die jeweilige Wassertemperatur adaptierte Versuchstier
^{**)} 10,3 ppm O₂; pH 7,45; Gesamthärte 17^od

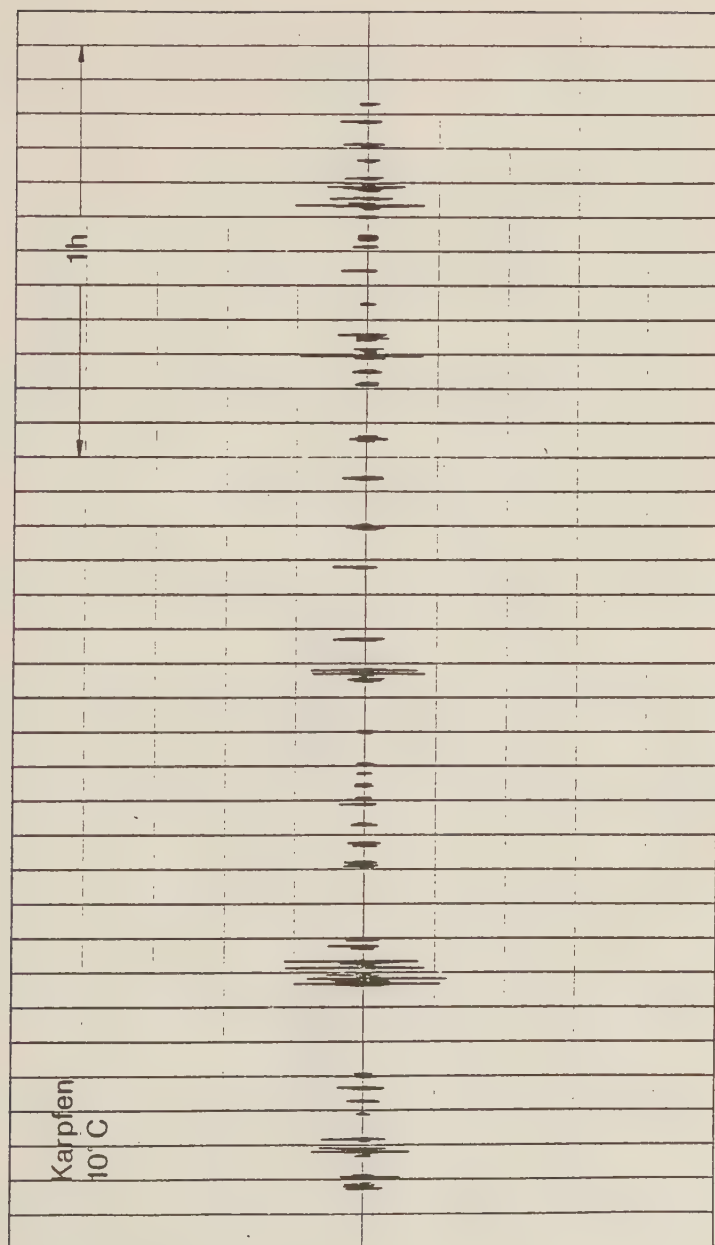


Abbildung 20

N o r m a l e Motilität von Karpfen bei unterschiedlicher Wassertemperatur
Aktogramm eines Karpfens (KG 330 g) ^{*)} bei einer Wassertemperatur von 15°C ^{**)}

*) In Abbildung 19, 20 und 21 handelt es sich um dasselbe, an die jeweilige Wassertemperatur adaptierte Versuchstier
**) 8,9 ppm O₂; pH 7,45; Gesamthärte 17°d

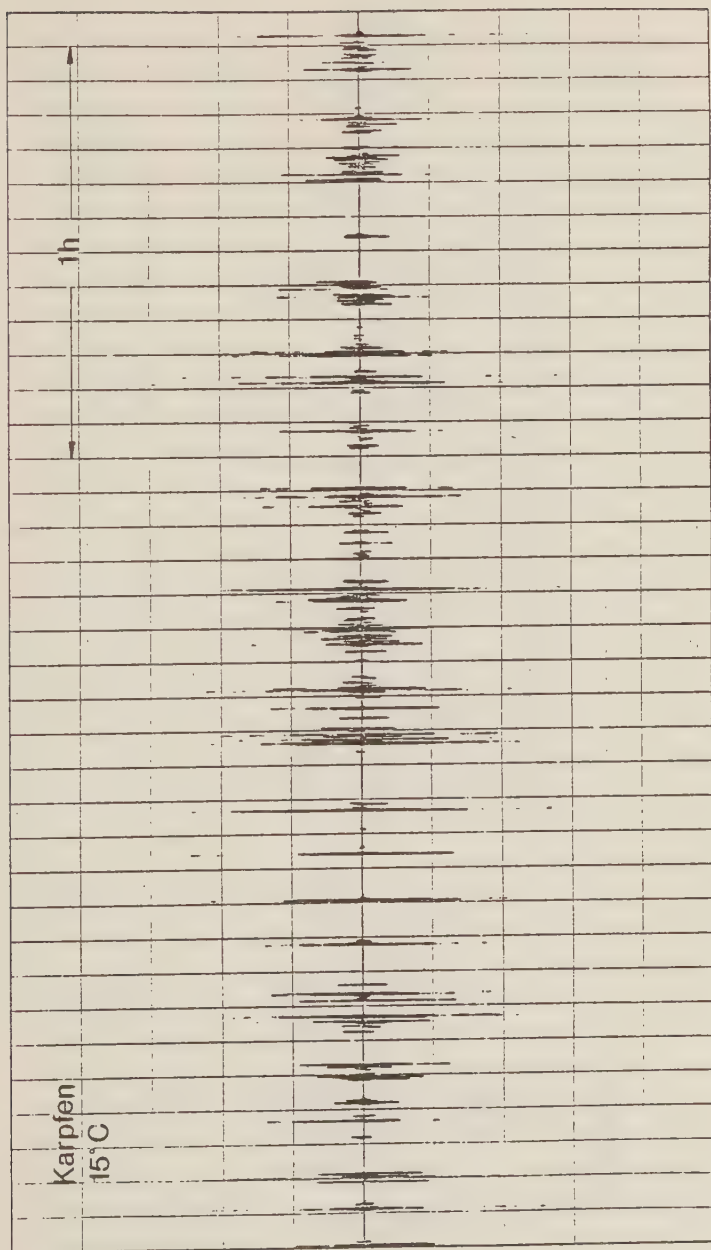


Abbildung 21

N o r m a l e Motilität von Karpfen bei unterschiedlicher Wassertemperatur
Aktogramm eines Karpfens (KG 330 g)^{*)} bei einer Wassertemperatur von 20°C^{**)}

*) In Abbildung 19, 20 und 21 handelt es sich um dasselbe, an die jeweilige Wassertemperatur adaptierte Versuchstier

**) 7,5 ppm O₂; pH 7,45; Gesamthärte 17°d

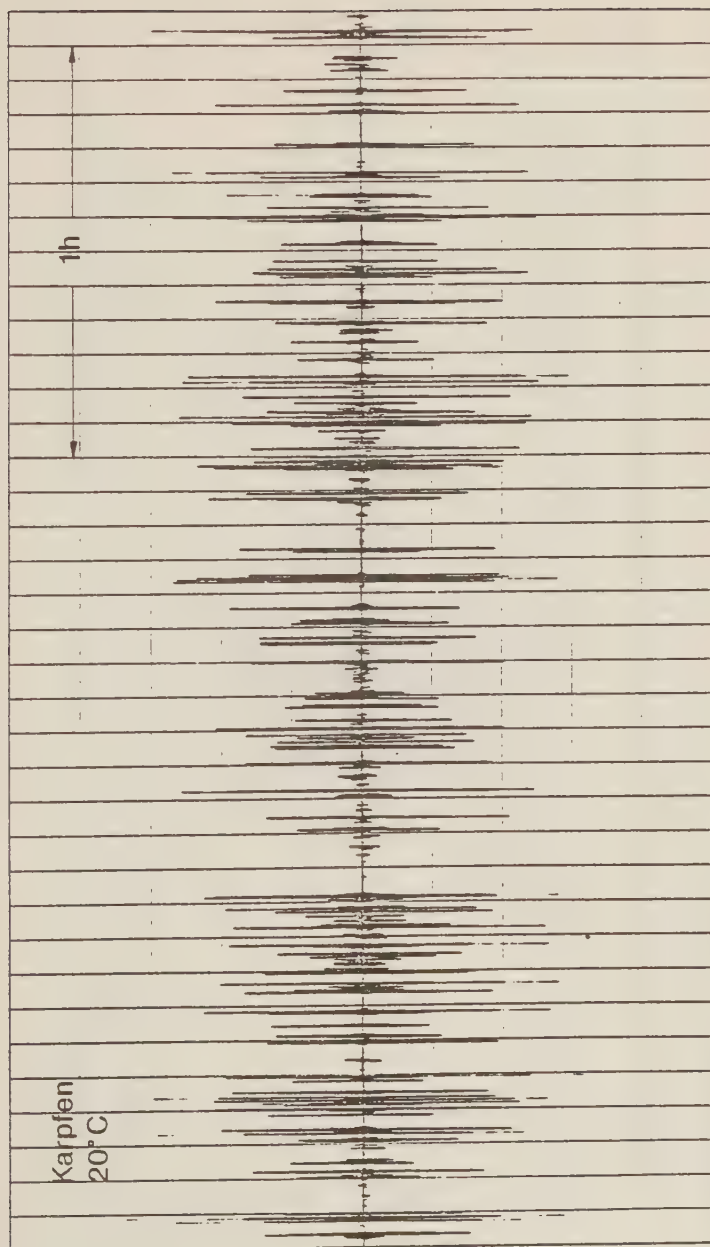


Abbildung 22

VERÄNDERUNG DER MOTILITÄT VON FORELLEN BEI VERSCHLECHTERUNG DER WASSERQUALITÄT

Änderung der Spontanaktivität einer Forelle (KG 300 g) aufgrund einer Abnahme des O_2 -Gehaltes im Wasser (simuliert durch Einleiten von Stickstoff ins Wasser)

- A. Vorperiode : Kontinuierliche Flutung des Testbeckens mit Frischwasser
- B. Testperiode : a. Unterbrechung des Frischwasserzulaufs (10,3 ppm O_2)
 a.-b. Einregulieren des Wasserstandes im Testbecken
 b. Beginn der N_2 -Einleitung ins Wasser
 c. Beginn der körperlichen Unruhe des Testfisches
 "Reaktionskonzentration" (6,0 ppm O_2)
 d. Ende der N_2 -Einleitung (4,5 ppm O_2)
 Wiederbeginn der Frischwasserflutung
- C. Nachperiode : Kontinuierliche Flutung des Testbeckens mit Frischwasser

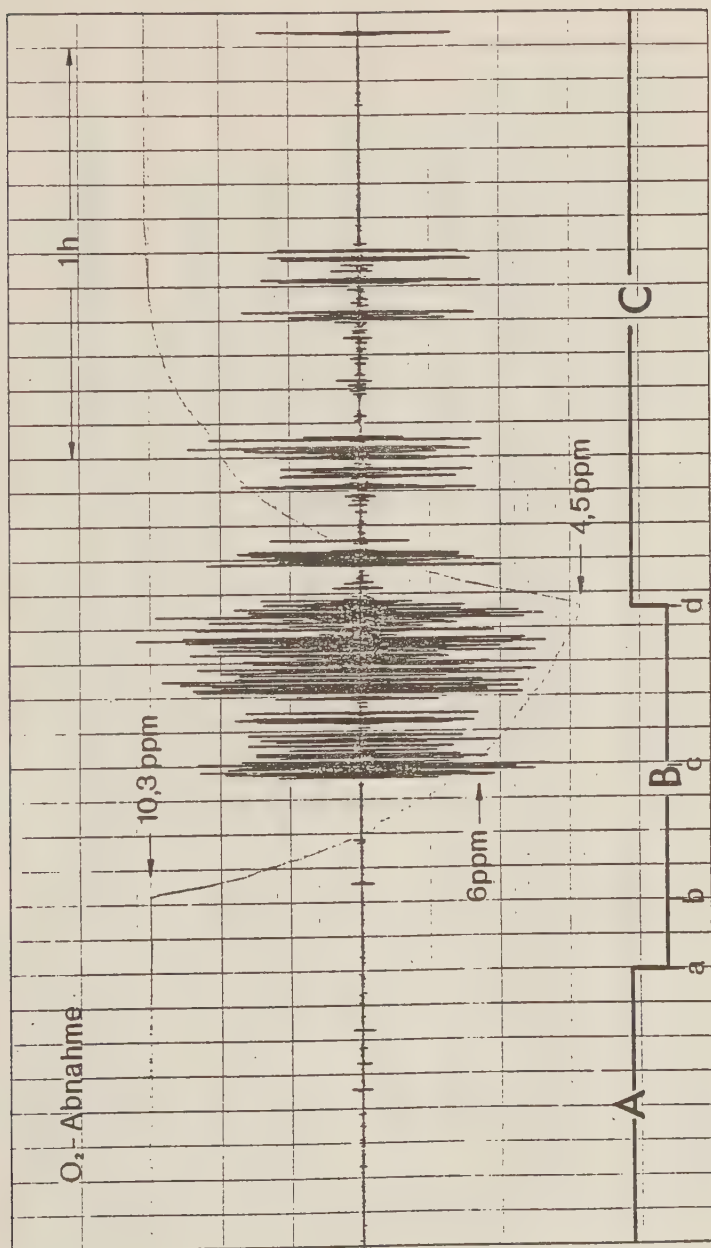


Abbildung 23

VERÄNDERUNG DER MOTILITÄT VON FORELLEN BEI VERSCHLECHTERUNG DER WASSERQUALITÄT

Änderung der Spontanaktivität einer Forelle (KG 300 g) aufgrund einer Zunahme des CO_2 -Gehaltes im Wasser (bewirkt durch Einleiten von CO_2 ins Wasser)

- A. Vorperiode : Kontinuierliche Flutung des Testbeckens mit Frischwasser
- B. Testperiode : a. Unterbrechung des Frischwasserzulaufs (pH 7,4; 10,3 ppm O_2)
a.-b. Einregulieren des Wasserstandes im Testbecken
b. Beginn der CO_2 -Einleitung ins Wasser
c. Beginn der körperlichen Unruhe des Testfisches
"Reaktionswert" (pH 7,0; 10,0 ppm O_2)
d. Ende der CO_2 -Einleitung (pH 6,3; 9,8 ppm O_2)
Wiederbeginn der Frischwasserflutung
- C. Nachperiode : Kontinuierliche Flutung des Testbeckens mit Frischwasser

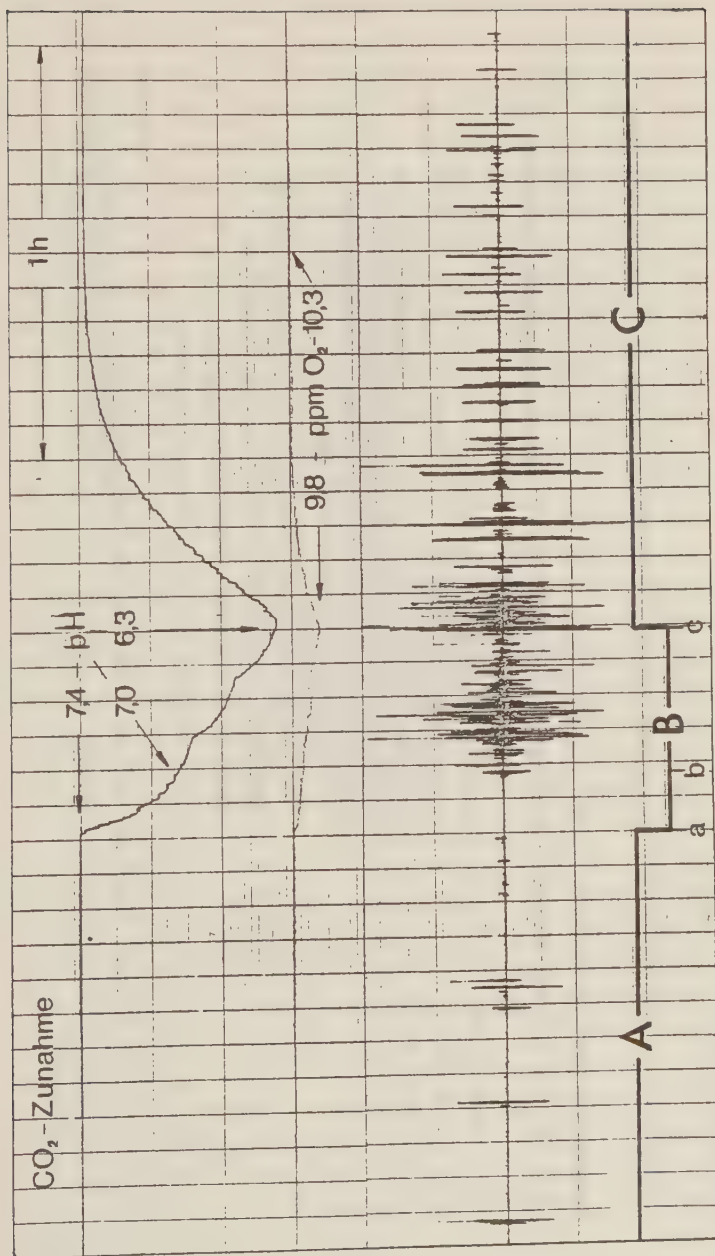


Abbildung 24

VERÄNDERUNG DER MOTILITÄT VON FORELLEN BEI VERSCHLECHTERUNG DER WASSERQUALITÄT

Änderung der Spontanaktivität einer Forelle (KG 310 g) aufgrund einer Erniedrigung des pH-Wertes des Wassers (bewirkt durch Einleiten von verdünnter Salzsäure)

- A. Vorperiode : Kontinuierliche Flutung des Testbeckens mit Frischwasser
- B. Testperiode : a. Unterbrechung des Frischwasserzulaufs (pH 7,4)
 a.-b. Einregulieren des Wasserstandes im Testbecken
 b. Beginn der HCl-Einleitung
 c. Beginn der körperlichen Unruhe des Testfisches
 "Reaktionswert" (pH 7,0)
 d. Ende der HCl-Einleitung (pH 6,3)
 Wiederbeginn der Frischwasserflutung
- C. Nachperiode : Kontinuierliche Flutung des Testbeckens mit Frischwasser

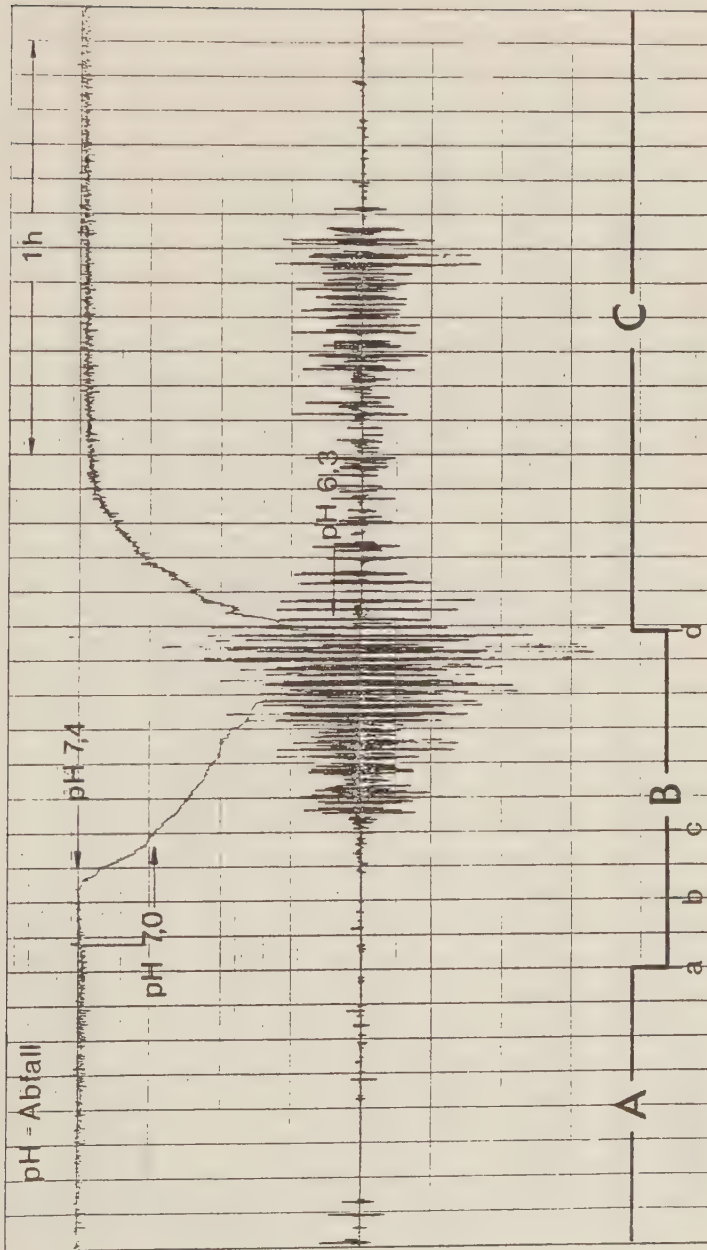


Abbildung 25

VERÄNDERUNG DER MOTILITÄT VON FORELLEN BEI VERSCHLECHTERUNG DER WASSERQUALITÄT

Änderung der Spontanaktivität einer Forelle (KG 300 g) aufgrund einer Erhöhung des pH-Wertes des Wassers (bewirkt durch Einleiten von verdünnter Natronlauge)

A. Vorperiode : Kontinuierliche Flutung des Testbeckens mit Frischwasser

B. Testperiode : a. Unterbrechung des Frischwasserzulaufs (pH 7,4)

a.-b. Einregulieren des Wasserstandes im Testbecken

b. Beginn der NaOH-Einleitung

c. Beginn der körperlichen Unruhe des Testfisches

"Reaktionswert" (pH 8,7)

d. Ende der NaOH-Einleitung (pH 9,2)

Wiederbeginn der Frischwasserflutung

C. Nachperiode : Kontinuierliche Flutung des Testbeckens mit Frischwasser

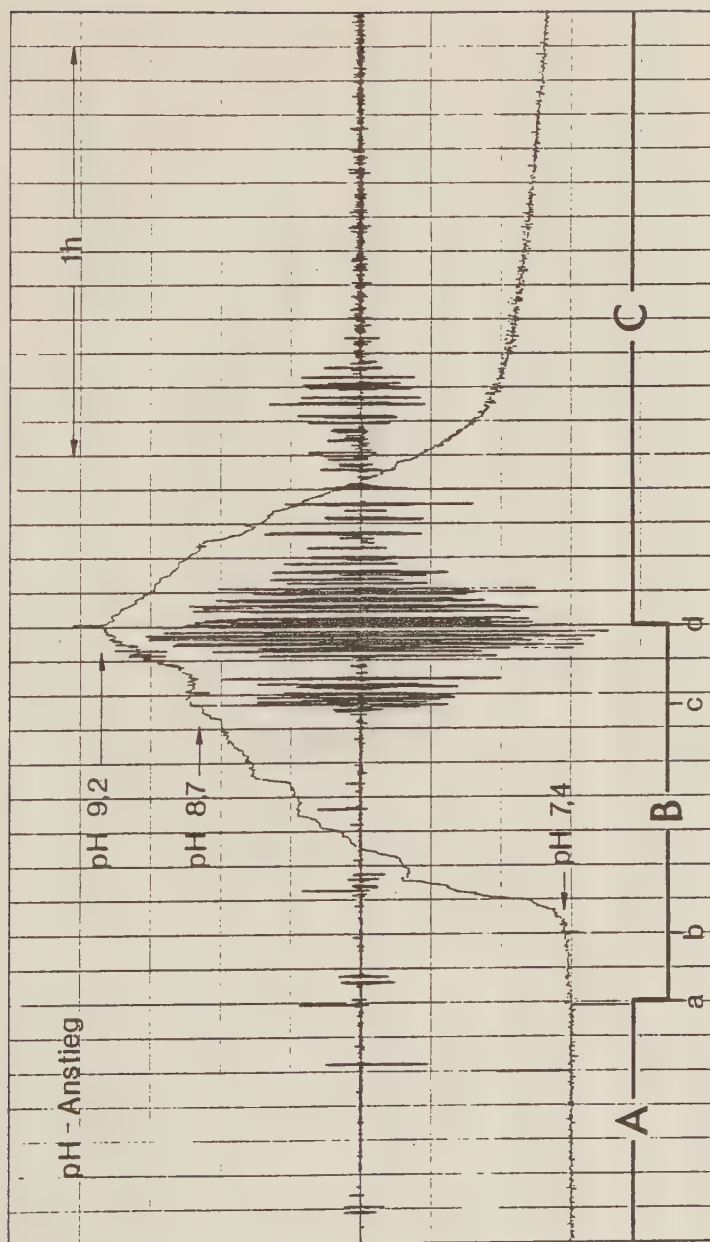


Abbildung 26

VERÄNDERUNG DER MOTILITÄT VON FORELEN BEI VERSCHLECHTERUNG DER WASSERQUALITÄT

Änderung der Spontanaktivität einer Forelle (KG 270 g) aufgrund des Ammoniak-Gehaltes des Wassers (bewirkt durch Einleiten von verdünnter NH_3 -Lösung)

A. Vorperiode : Kontinuierliche Flutung des Testbeckens mit Frischwasser

B. Testperiode : a. Unterbrechung des Frischwasserzulaufs (pH 7,4)

a.-b. Einregulieren des Wasserstandes im Testbecken

b. Beginn der NH_3 -Einleitung

c. Beginn der körperlichen Unruhe des Testfisches

"Reaktionskonzentration" (0,02 ppm NH_3)

d. Ende der NH_3 -Einleitung (0,08 ppm NH_3)

Wiederbeginn der Frischwasserflutung

C. Nachperiode : Kontinuierliche Flutung des Testbeckens mit Frischwasser

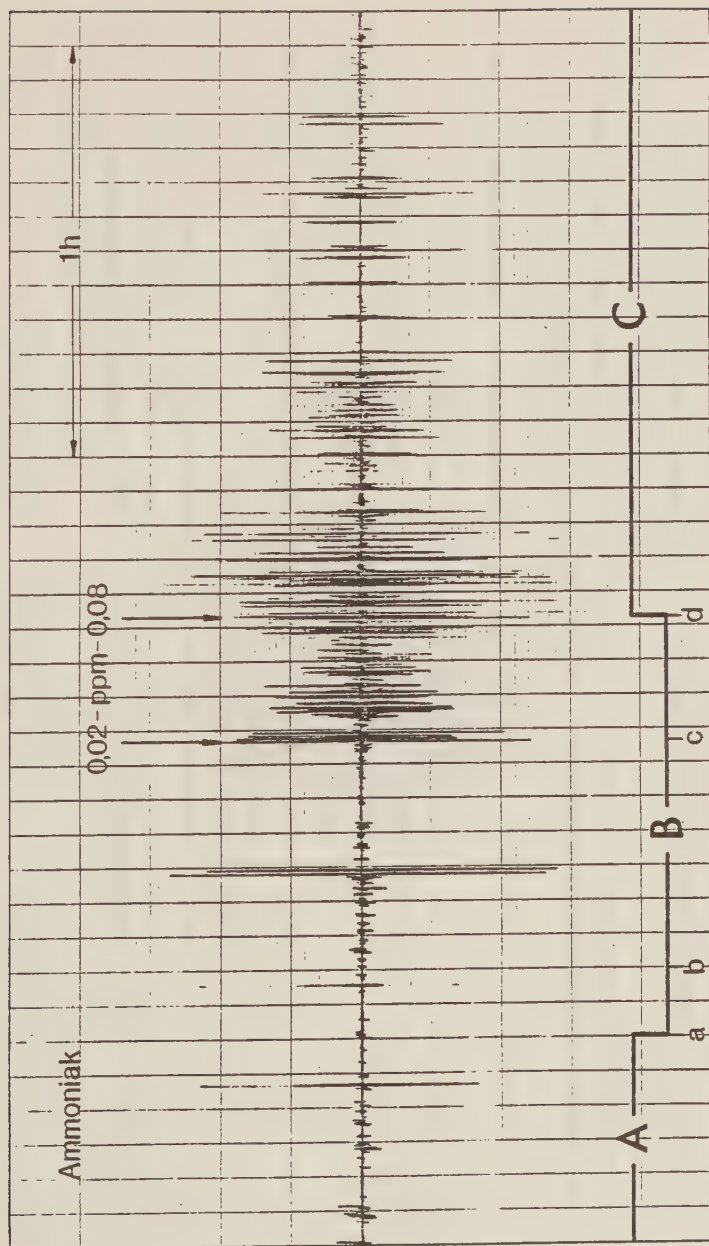


Abbildung 27

VERÄNDERUNG DER MOTILITÄT VON FORELLEN BEI VERSCHLECHTERUNG DER WASSERQUALITÄT

Änderung der Spontanaktivität einer Forelle (KG 300 g) aufgrund des Nitrit-Gehaltes des Wassers (bewirkt durch Einleiten von verdünnter NaNO_2 -Lösung)

- A. Vorperiode : Kontinuierliche Flutung des Testbeckens mit Frischwasser
- B. Testperiode : a. Unterbrechung des Frischwasserzulaufs
 a.-b. Einregulieren des Wasserstandes im Testbecken
 b.-c. Beginn der NaNO_2 -Einleitung
 c. Ende der NaNO_2 -Einleitung
 d. Beginn der körperlichen Unruhe des Testfisches
 "Reaktionszeit" (8 min)
 d.-e. NaNO_2 -Konzentration 7,5 g/l
 e. Wiederbeginn der Frischwasserflutung (nach 26,5 min)
- C. Nachperiode : Kontinuierliche Flutung des Testbeckens mit Frischwasser

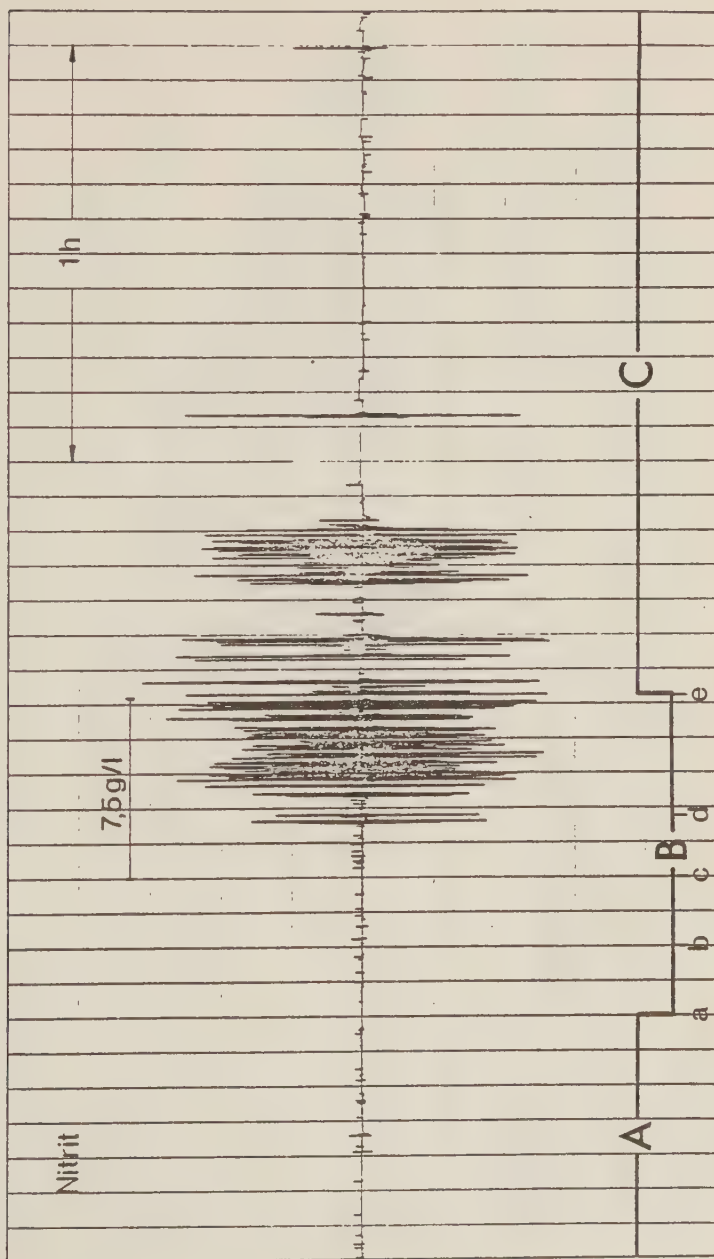


Abbildung 28

VERÄNDERUNG DER MOTILITÄT VON FORELLEN BEI AUFTRETEN VON SCHADSTOFFEN IM WASSER

Änderung der Spontanaktivität einer Forelle (KG 290 g) bei Auftreten von Phenol im Wasser

A. Vorperiode : Kontinuierliche Flutung des Testbeckens mit Frischwasser

B. Testperiode : a. Unterbrechung des Frischwasserzulaufs

a.-b. Einregulieren des Wasserstandes im Testbecken

b. Beginn der Phenol-Einleitung

c. Beginn der körperlichen Unruhe des Testfisches
"Reaktionskonzentration" (5,0 ppm Phenol)

d. Ende der Phenol-Einleitung (10,0 ppm Phenol)
Wiederbeginn der Frischwasserflutung

C. Nachperiode : Kontinuierliche Flutung des Testbeckens mit Frischwasser

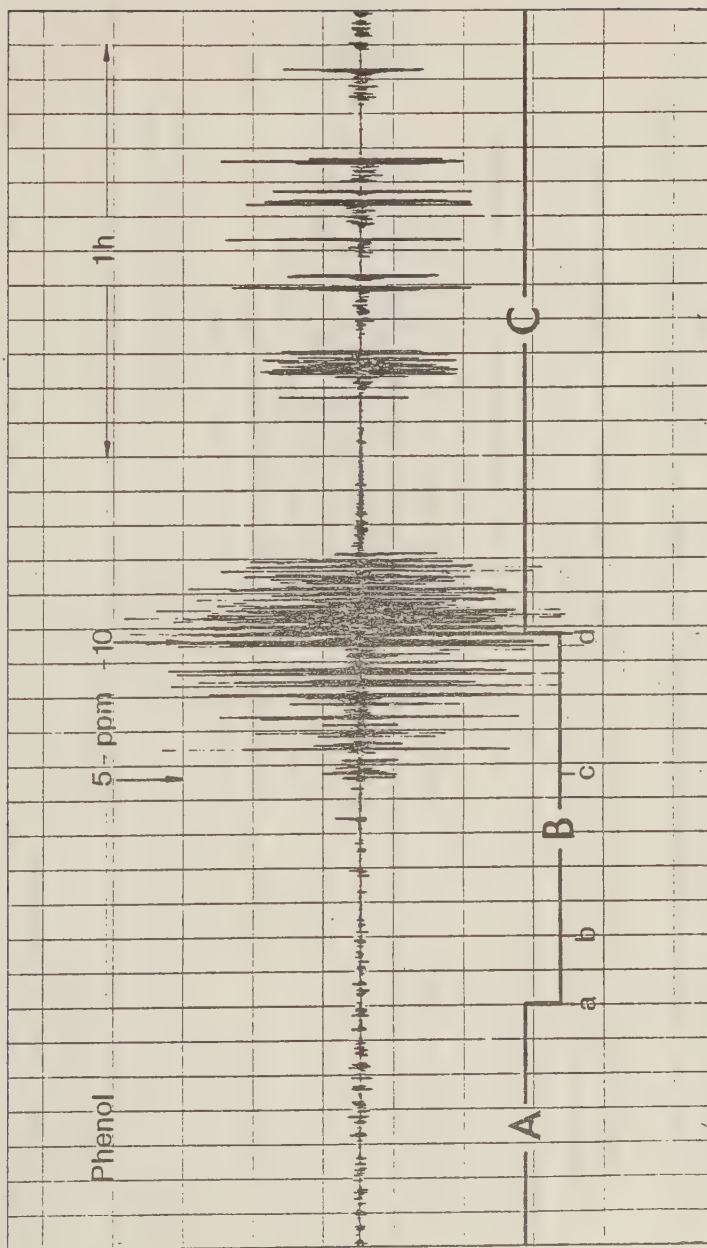


Abbildung 29

VERÄNDERUNG DER MOTILITÄT VON FORELLEN BEI AUFTRETEN VON SCHADSTOFFEN IM WASSER

Änderung der Spontanaktivität einer Forelle (KG 280 g) bei Auftreten eines anionisch wirksamen Detergens (LAS)^{*)} im Wasser

- A. Vorperiode : Kontinuierliche Flutung des Testbeckens mit Frischwasser
- B. Testperiode : a. Unterbrechung des Frischwasserzulaufs
a.-b. Einregulieren des Wasserstandes im Testbecken
b. Beginn der LAS-Einleitung
c. Beginn der körperlichen Unruhe des Testfisches
"Reaktionskonzentration" (2,8 ppm LAS)
d. Ende der LAS-Einleitung (5,0 ppm LAS)
Wiederbeginn der Frischwasserflutung
- C. Nachperiode : Kontinuierliche Flutung des Testbeckens mit Frischwasser

^{*)} Lineares Alkylsulfonat

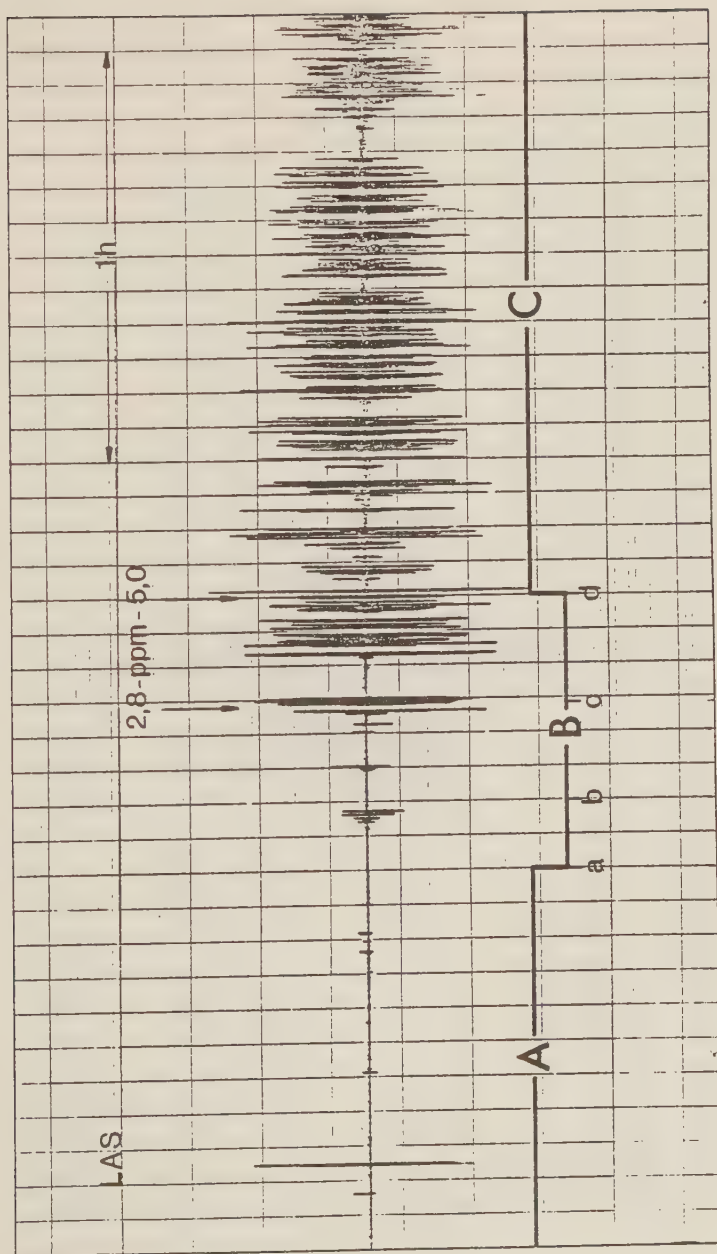


Abbildung 30

VERÄNDERUNG DER MOTILITÄT VON FORELLEN BEI AUFTRETEN VON SCHADSTOFFEN IM WASSER

Änderung der Spontanaktivität einer Forelle (KG 290 g) bei Auftreten eines kationisch wirksamen Detergens (DSDMAC^{*)}) im Wasser

- A. Vorperiode : Kontinuierliche Flutung des Testbeckens mit Frischwasser
- B. Testperiode : a. Unterbrechung des Frischwasserzulaufs
a.-b. Einregulieren des Wasserstandes im Testbecken
b. Beginn der DSDMAC-Einleitung
c. Beginn der körperlichen Unruhe des Testfisches
"Reaktionskonzentration" (2,7 ppm DSDMAC)
d. Ende der DSDMAC-Einleitung (8,0 ppm DSDMAC)
Wiederbeginn der Frischwasserflutung
- C. Nachperiode : Kontinuierliche Flutung des Testbeckens mit Frischwasser

*) Distearyl-dimethyl-ammonium-chlorid

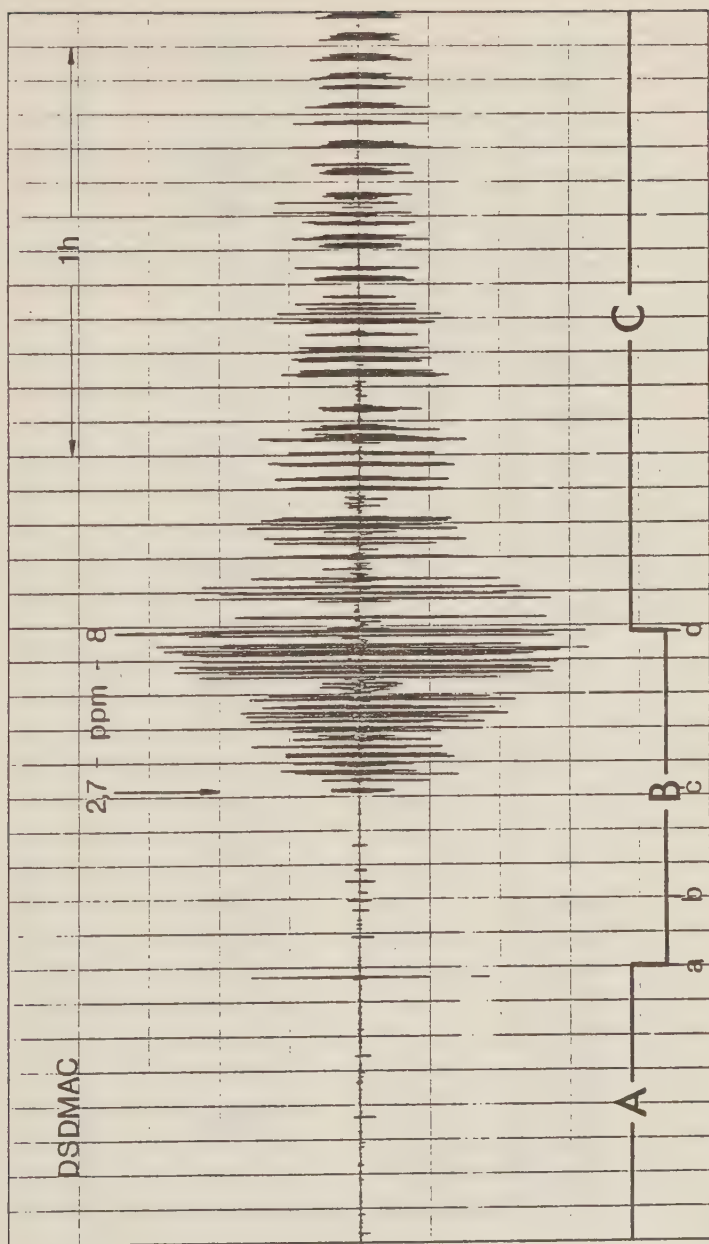


Abbildung 31

VERÄNDERUNG DER MOTILITÄT VON FORELLEN BEI AUFTRETEN VON SCHADSTOFFEN IM WASSER

Aktogramm einer Forelle (KG 310 g)^{*)} 3 bis 6 Stunden (oberes Aktogramm) bzw.
8 bis 11 Stunden (unteres Aktogramm) nach Beendigung des DSDMAC-Testes (s. Abb. 30)
in einem mit Frischwasser gefluteten Testbecken

*) In Abbildung 30 und 31 handelt es sich um dasselbe Versuchstier

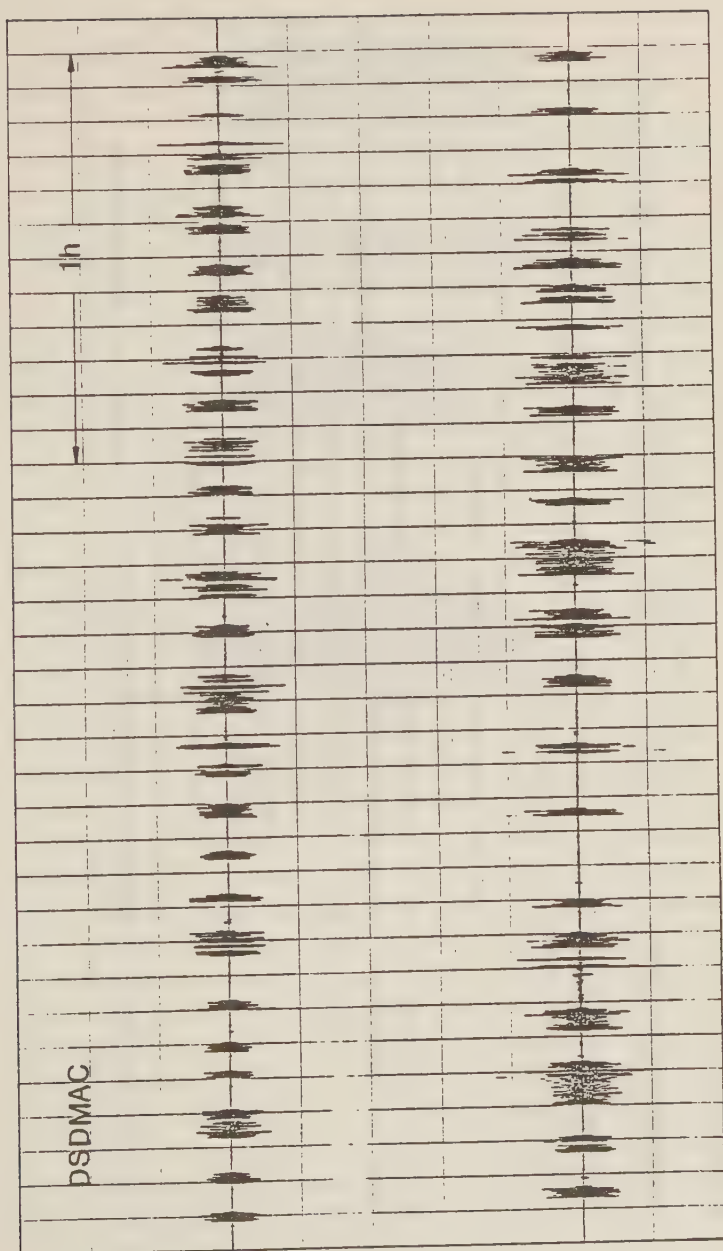


Abbildung 32

VERÄNDERUNG DER MOTILITÄT VON FORELLEN BEI AUFTRETEN VON SCHADSTOFFEN IM WASSER

Änderung der Spontanaktivität einer Forelle (KG 300 g) bei Auftreten eines handelsüblichen Detergens im Wasser

- A. Vorperiode : Kontinuierliche Flutung des Testbeckens mit Frischwasser
- B. Testperiode : a. Unterbrechung des Frischwasserzulaufs
a.-b. Einregulieren des Wasserstandes im Testbecken
b. Beginn der Detergens-Einleitung
c. Beginn der körperlichen Unruhe des Testfisches
"Reaktionskonzentration" (8,6 ppm Detergens)
d. Ende der Detergens-Einleitung (11,3 ppm Detergens)
Wiederbeginn der Frischwasserflutung
- C. Nachperiode : Kontinuierliche Flutung des Testbeckens mit Frischwasser

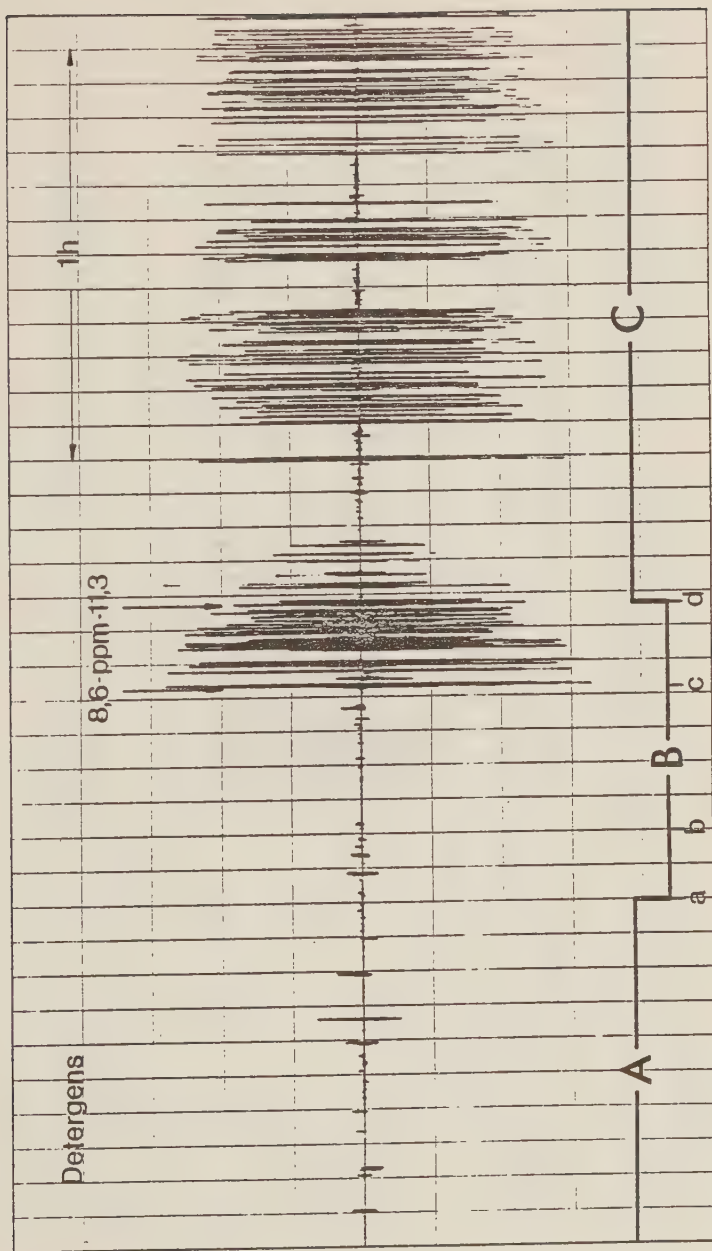


Abbildung 33

VERÄNDERUNG DER MOTILITÄT VON FORELLEN BEI AUFTRETEN VON SCHADSTOFFEN IM WASSER

Änderung der Spontanaktivität einer Forelle (KG 320 g) bei Auftreten von Zink im Wasser (bewirkt durch Einleiten von verdünnter Zinksulfat-Lösung)

- A. Vorperiode : Kontinuierliche Flutung des Testbeckens mit Frischwasser
- B. Testperiode : a. Unterbrechung des Frischwasserzulaufs
a.-b. Einregulieren des Wasserstandes im Testbecken
b. Beginn der ZnSO_4 -Einleitung
c. Beginn der körperlichen Unruhe des Testfisches
"Reaktionskonzentration" (1,5 ppm Zink)
d. Ende der ZnSO_4 -Einleitung (4,6 ppm Zink)
Wiederbeginn der Frischwasserflutung
- C. Nachperiode : Kontinuierliche Flutung des Testbeckens mit Frischwasser

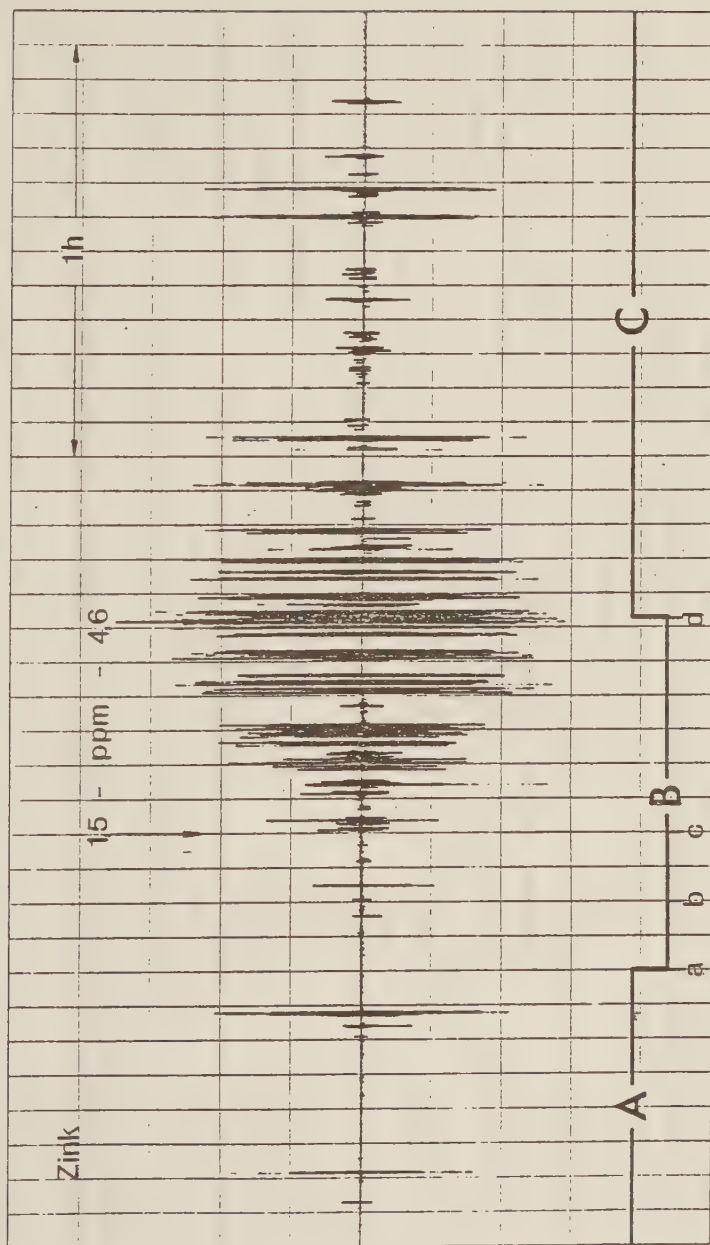


Tabelle 2

Änderung der Spontanaktivität von Forellen aufgrund einer Abnahme des O_2 -Gehaltes
im Wasser

Tiernummer	Körper- gewicht g	Beginn d. körperlichen Unruhe "Reaktionskonzentration"	panikartige Unruhe	
			Testende	ppm O_2
1	280	5,85		4,60
2	270	5,80		4,65
3 ^{*)}	300	6,00		4,50
4	280	5,80		4,60
5	310	6,05		4,45
6	290	6,00		4,55

*) Aktogramm als repräsentatives Beispiel dargestellt in Abbildung 22

Tabelle 3

Änderung der Spontanaktivität von Forellen aufgrund einer Zunahme des CO_2 -Gehaltes
im Wasser indirekt registriert als pH-Abfall

Tiernummer	Körper- gewicht	g	Beginn d. körperlichen Unruhe		panikartige Unruhe	
			"Reaktionswert"		Testende	
			pH-Wert des Wassers		pH-Wert des Wassers	
1	280		7,08		6,40	
2	280		7,08		6,40	
3	310		6,96		6,28	
4	300		7,00		6,32	
5	270		7,08		6,40	
6 *)	300		7,00		6,32	

*) Aktogramm als repräsentatives Beispiel dargestellt in Abbildung 23

Tabelle 4

Änderung der Spontanaktivität von Forellen aufgrund einer Erniedrigung des pH-Wertes des Wassers

Tiernummer	Körper- gewicht g	Beginn d. körperlichen Unruhe "Reaktionswert" pH-Wert des Wassers	panikartige Unruhe Testende pH-Wert des Wassers
*) 1	310	6,96	6,33
2	300	7,00	6,36
3	270	7,03	6,39
4	320	6,93	6,30
5	280	7,06	6,39
6	300	7,00	6,36
7	310	7,00	6,39

*) Aktogramm als repräsentatives Beispiel dargestellt in Abbildung 24

Tabelle 5

Änderung der Spontanaktivität von Forellen aufgrund einer Erhöhung des pH-Wertes des Wassers

Tiernummer	Körper- gewicht g	Beginn d. körperlichen Unruhe "Reaktionswert" pH-Wert des Wassers	panikartige Unruhe Testende pH-Wert des Wassers
1	320	8,75	9,25
2	300	8,75	9,25
3	290	8,70	9,20
4	280	8,70	9,20
5 ^{*)}	300	8,73	9,23
6	310	8,75	9,25

^{*)} Aktogramm als repräsentatives Beispiel dargestellt in Abbildung 25

Tabelle 6

Änderung der Spontanaktivität von Forellen aufgrund des Ammoniak-Gehaltes
des Wassers

Tiernummer	Körper- gewicht g	Beginn der körperlichen Unruhe "Reaktionskonzentration"	panikartige Unruhe Testende
		ppm NH_3	ppm NH_3
1	300	0,021	0,082
2 *)	270	0,020	0,080
3	290	0,021	0,081
4	320	0,021	0,083
5	310	0,021	0,082

*) Aktogramm als repräsentatives Beispiel dargestellt in Abbildung 26

Tabelle 7

Änderung der Spontanaktivität von Forellen aufgrund des Nitrit-Gehaltes
des Wassers

Tiernummer	Körper- gewicht g	Beginn d. körperlichen Unruhe		panikartige Unruhe	
		bei 7,5 g Nitrit/ nach min ("Reaktionszeit")	1 Wasser	bei 7,5 g Nitrit/ nach min Testende	1 Wasser
1	320	9		29,5	
2	290	8		28,0	
3	300	8,5		29,0	
4*)	300	8		26,5	
5	300	10		31,0	
6	280	8		26,0	

*) Aktogramm als repräsentative Beispiel dargestellt in Abbildung 27

Tabelle 8

Änderung der Spontanaktivität von Forellen bei Auftreten von Phenol
im Wasser

Tiernummer	Körper- gewicht	Beginn d. körperlichen Unruhe "Reaktionskonzentration"	panikartige Unruhe Testende
	g	ppm Phenol	ppm Phenol
*)			
1	290	4,98	9,96
2	310	5,32	10,64
3	260	4,81	9,62
4	280	4,81	9,96
5	300	4,98	10,13
6	300	5,15	10,30

*) Aktiogramm als repräsentatives Beispiel dargestellt in Abbildung 28

Tabelle 9

Änderung der Spontanaktivität von Forellen bei Auftreten eines anionisch-wirksamen Detergens (LAS) im Wasser

Tiernummer	Körper- gewicht g	Beginn d. körperlichen unruhe "Reaktionskonzentration"	ppm LAS	panikartige Unruhe Testende ppm LAS
1	300	2,82		4,98
2	280	2,72		4,91
3	320	2,86		5,05
4*)	280	2,79		4,95
5	310	2,89		5,02
6	270	2,65		4,85

*) Aktogramm als repräsentatives Beispiel dargestellt in Abbildung 29

Tabelle 10

Änderung der Spontanaktivität von Forellen bei Auftreten eines kationisch-wirksamen Detergens (DSDMAC) im Wasser

Tiernummer	Körper- gewicht	g	Beginn d. körperlichen Unruhe "Reaktionskonzentration"	panikartige Unruhe Testende	
				ppm DSDMAC	ppm DSDMAC
1 ^{*)}	290		2,66		7,97
2	300		2,71		8,02
3	270		2,60		7,83
4	310		2,76		8,06
5	320		2,79		8,11
6	300		2,74		7,92

*) Aktogramm als repräsentatives Beispiel dargestellt in Abbildung 30

Tabelle 11

Änderung der Spontanaktivität von Forellen bei Auftreten eines Detergens
(handelsübliches Spülmittel) im Wasser

Tiernummer	Körper- gewicht g	Beginn d. körperlichen Unruhe "Reaktionskonzentration"	ppm Detergens	panikartige Unruhe Testende	ppm Detergens
1*)	300	8,63		11,29	
2	320	8,98		11,64	
3	280	8,50		11,09	
4	300	8,76		11,15	
5	310	8,91		11,44	
6	320	8,83		11,55	

*) Aktogramm als repräsentatives Beispiel dargestellt in Abbildung 32

Tabelle 12

Änderung der Spontanaktivität von Forellen bei Auftreten von Zink
im Wasser

Tiernummer	Körper- gewicht g	Beginn d. körperlichen Unruhe "Reaktionskonzentration"	panikartige Unruhe	
			Testende	ppm Zink
1	280	1,48		4,53
2	300	1,52		4,60
3*)	320	1,59		4,65
4	280	1,50		4,49
5	310	1,56		5,56
6	270	1,43		4,45
7	290	1,49		4,55

*) Aktogramm als repräsentatives Beispiel dargestellt in Abbildung 33

Tabelle 13

Zusammenfassung der Ergebnisse *) der Schadstoffversuche

Motilitätsänderung: Verschlechterung d. Wasserqualität durch:	Beginn d. körperlichen Unruhe "Reaktionskonzentration"	panikartige Unruhe Testende
Abnahme d. O ₂ -Gehaltes	5,92 ppm	4,56 ppm
Zunahme d. CO ₂ -Gehaltes	7,03	6,35
Erniedrigung d. pH-Wertes	7,00	6,36
Erhöhung d. pH-Wertes	8,73	9,23
Ammoniak	0,021 ppm	0,082 ppm
Nitrit ("Reaktionszeit")	8,6 min	28,3 min
Phenol	5,01 ppm	10,10 ppm
anionaktives Detergens (LAS)	2,79 ppm	4,96 ppm
kationaktives Detergens (DSDMAC)	2,71 ppm	7,98 ppm
Detergens	8,77 ppm	11,36 ppm
Zink	1,51 ppm	4,69 ppm

*) Test - Mittelwerte von jeweils 5 - 7 Einzelmessungen an verschiedenen
260 - 320 g schweren Regenbogenforellen.
Versuchsbedingungen: Dauerbeleuchtung (etwa 500 Lx); Testzeit 12 - 15 Uhr
Testdauer 30 - 50 Minuten.
Wasserparameter: 10°C; 10,3 ppm O₂; pH-Wert 7,4; Gesamthärte 17°d

4.4. Schlußbetrachtung

Die Ergebnisse der Schadstoffversuche sind in Tabelle 13 zusammengefaßt. Es werden die Mittelwerte der "Reaktionskonzentrationen" bzw. der "Reaktionswerte" angegeben, die in den einzelnen Testreihen an jeweils 5 - 7 Regenbogenforellen (260 - 320 g) zum Zeitpunkt der beginnenden körperlichen Unruhe der Tiere ermittelt wurden. Zusätzlich werden jene durchschnittlichen Schadstoff-Konzentrationswerte aufgeführt, die in den Tests zu Beginn der panikartigen Unruhe der Tiere vorgelegen haben. Wegen der geringen Anzahl an Versuchstieren pro Testreihe wurde von einer statistischen Beurteilung der numerischen Ergebnisse abgesehen. Aufgrund der guten Reproduzierbarkeit der Einzelwerte (vgl. hierzu Tab. 2 - 12) in den einzelnen Schadstoff-Tests sind aber die in Tabelle 13 angegebenen Mittelwerte durchaus zuverlässig und somit auch aussagekräftig.

Ein Vergleich der hier vorgelegten Resultate mit entsprechenden Angaben in der Literatur ist nur bedingt möglich. Nur wenige Untersuchungen wurden nämlich unter standardisierten und somit vergleichbaren Versuchsbedingungen durchgeführt. So variieren selbst bei gleicher Fragestellung oft Art, Herkunft, Größe bzw. das jeweilige Entwicklungsstadium der Testfische. Bekanntlich bestehen aber einerseits artspezifisch große Unterschiede bezüglich der

Empfindlichkeit der Fische auf die jeweiligen Schadstoffe, und andererseits wird auch die Giftwirkung vom Alter bzw. von der Größe der Tiere beeinflusst. So stellte z. B. GRUNDNER (1954) fest, daß Jungfische aufgrund ihres feineren und zarteren respiratorischen Kiemenepithels eine geringere Widerstandskraft gegenüber Desinfektionsmitteln (quartäre Ammoniumverbindungen) aufwiesen als adulte Tiere. Häufig unterscheiden sich auch bei den in der Literatur vorgestellten Untersuchungen die Wasserparameter oder auch die Hälterungsbedingungen für die Versuchsfische. Doch diese Faktoren beeinflussen ebenfalls die Wirkung von Schadstoffen auf die Fische und spiegeln sich deshalb in den jeweiligen numerischen Angaben über das Ausmaß der Giftwirkung wieder. Am entscheidensten aber ist, daß nahezu alle Ergebnisse im Letalitätstest (Toxizitätstest) ermittelt und dann wiederum die jeweiligen Resultate als verschiedene letale Konzentrationswerte angegeben wurden. Ein direkter Vergleich der im MOTILITÄTSTEST erarbeiteten Befunde mit solchen Daten ist aber verständlicherweise nicht sinnvoll. Ein in dieser Richtung brauchbares Ergebnis liegt nur in Bezug auf Detergentien von PETRY (1975) vor. Die von ihm ebenfalls im MOTILITÄTSTEST unter vergleichbaren Versuchsbedingungen an Regenbogenforellen für verschiedene Detergentien ermittelten "Reaktionskonzentrationen" (> 20 ppm) sind allerdings weitaus höher als der

hier für ein Detergens ermittelte durchschnittliche Wert von nur 8,8 ppm. Dies dürfte damit zu erklären sein, daß bei PETRY versuchstechnisch bedingt im Testbecken eine gewisse Schaumbildung (= Luft + Wasser + Detergens) aufgetreten ist, was bei der Berechnung der "Reaktionskonzentrations-Werte" nicht berücksichtigt wurde. Dagegen bildete sich in dem hier durchgeführten Detergentien-Test aufgrund der verbesserten Technik der Wasserumwälzung in dem Testbecken kein Schaum, so daß die aus zugeführter Detergens-Menge und Wasservolumen berechnete "Reaktionskonzentration" effektiv im Testraum-Wasser zum Zeitpunkt der beginnenden körperlichen Unruhe der Testfische vorgelegen hat. Darüber hinaus variieren die handelsüblichen Detergentien hinsichtlich ihrer Zusammensetzung und in Bezug auf ihren Gehalt an waschaktiven Substanzen, weshalb wiederum der hier durchgeführte Vergleich der beiden Detergentien-Versuche kaum zu einer sicheren Aussage führen kann.

Abschließend kann folgendes gesagt werden: Die hier vorgenommenen Tests führten alle zu einem positiven Ergebnis. Sowohl die jeweils herbeigeführten Veränderungen der chemophysikalischen Wasserqualität als auch die Zugaben der verschiedenen Schadstoffe bewirkten stets eine Beeinträchtigung des Wohlbefindens der Testfische, was in jedem Fall durch eine deutlich erkennbare Motilitätsänderung der Fi-

sche zum Ausdruck kam. Dadurch ist zunächst die prinzipielle Brauchbarkeit des MOTILITÄTSTESTS für die Kontrolle der Gewässer hinsichtlich ihrer chemo-physikalischen Wasserqualität bzw. in Bezug auf das Auftreten von toxischen Inhaltsstoffen erwiesen.

Die Motilitätsänderungen der Testfische konnten andererseits relativ einfach und zuverlässig mittels induzierter Spannungen registriert werden. Das erzielte Meßergebnis konnte dabei mit ziemlicher Sicherheit als eindeutige Ja-Nein-Entscheidung ("normale" Motilität - körperliche Unruhe) angesehen werden. Die Magnetimplantation der Testfische sowie die Testdurchführung sind problemlos. Der MOTILITÄTSTEST mittels magnet-markierter Versuchsfische kann deshalb als Frühwarnsystem bei der kontinuierlichen Gewässerkontrolle eingesetzt werden. Seine in der vorliegenden Arbeit im Laborversuch nachgewiesene Brauchbarkeit sollte aber noch durch Freilandversuche bestätigt werden.

5. ZUSAMMENFASSUNG

Es wurde die Brauchbarkeit des MOTILITÄTSTESTS als Frühwarnsystem für die kontinuierliche Gewässerkontrolle untersucht.

Hierbei ist das Kriterium die durch im Wasser auftretende Schadstoffe bedingte Motilitätsänderung von geeigneten Versuchsfischen.

Die Registrierung der Motilität der Testfische erfolgte nach dem Prinzip der Magnetinduktion.

Die Untersuchungen wurden jeweils am Einzeltier mit 260 - 320 g schweren Regenbogenforellen durchgeführt.

In "Motilitätsversuchen" wurde das "normale" Bewegungsverhalten der Forellen unter den gegebenen Versuchsbedingungen ermittelt.

Dabei wurde auch der Einfluß eines Unterstandes, der Wassertemperatur und der Gruppenhaltung auf die Motilität der Fische studiert. Weiterhin wurde vergleichsweise die "normale" Motilität einiger anderer Fischarten (Bachsaibling, Schleie und Karpfen) geprüft.

In "Schadstoffversuchen" wurde die Wasserqualität chemophysikalisch (O_2 -Abfall, CO_2 -Zunahme und pH-Änderung) und durch Zugabe von fischtoxischen Substanzen (Ammoniak, Nitrit,

Phenol, Detergentien und Zink) verändert und die dadurch bedingte Motilitätsveränderung der Testfische gemessen.

Die Ergebnisse sind graphisch als Aktogramme zur Darstellung der jeweils provozierten Motilitätsveränderungen der Testfische festgehalten.

In den "Schadstoffversuchen" wurden außerdem die zum Zeitpunkt der beginnenden körperlichen Unruhe der Testfische vorliegenden Schadstoffkonzentrationen als "Reaktionskonzentrationen" ermittelt und in Tabellen angegeben.

Aus den vorliegenden Ergebnissen kann geschlossen werden, daß der MOTILITÄTSTEST mittels magnet-markierter Regenbogenforellen durchgeführt und dieser Test als Frühwarnsystem bei der kontinuierlichen Gewässerkontrolle eingesetzt werden kann.

6. SUMMARY

INVESTIGATION OF THE PRACTICABILITY OF LOCOMOTOR ACTIVITY TESTS BY MEANS OF MAGNET MARKED TEST FISH FOR CONTINUAL WATER CONTROL

The practicability of the locomotor activity test as an early warning system for continual water control was examined.

The criterion is the change of locomotor activity of qualified experimental fish caused by pollutants occurring in the water.

The registration of the locomotor behaviour ensues on the principle of magnetic induction.

The tests were made with single fish, using rainbow trouts (*Salmo gairdneri*) of 260 - 300 g weight.

In so called "locomotor activity tests" the "normal" locomotor behaviour of trouts was analysed on fixed conditions. With this the influences of water temperature, keeping more than one fish and using a shelter were studied. Further on the "normal" locomotor behaviour of some other species of fish (brook trout, *Salvelinus fontinalis*; carp, *Cyprinus carpio*; tench, *Tinca tinca*) was checked to have a comparison.

In "toxicant tests" the water quality was changed chemophysically (diminution of oxygen, increase of carbondioxyd, alteration of the p_H -value) and by addition of fish-toxicants (ammonia, nitrite, phenol, detergens, zinc) and the alteration of locomotor behaviour of the test fish caused thereby was monitored.

The experimental results are registrated graphically as actograms to plot the provoked change of movement.

Besides the concentration of toxicants by which the fish showed first signs of uneasiness was analyzed in the "toxicant tests" and put down in schedules.

As conclusion of the present results the "locomotor activity test" by means of magnet marked rainbow trouts is practicable and can be used as an early warning system for continual water control.

6. LITERATURVERZEICHNIS

ALBRECHT, M.-L., 1974

Der Sauerstoffverbrauch der Regenbogenforelle
(*Salmo gairdneri*).

Z. Binnenfischerei DDR 21, 53-61

ANWAND, K., 1975

Fischsterben durch Abwassereinwirkungen in der
Deutschen Demokratischen Republik in den Jahren
1972 und 1973.

Z. Binnenfischerei DDR 22, 146-148

BANDT, H.J., 1936

Der für Fische "tödliche pH-Wert" im alkalischen
Bereich.

Z. Fischerei 34, 359-361

BANDT, H.J., 1953

Fischereischäden als Indikator für Flußverunreinigungen.

Wasserwirtschaft-Wassertechnik 3/10, 375-377

BAUDOUIN, M.F. und F. SCOPPA, 1974

Acute toxicity of various metals to freshwater
zooplankton.

Bull. Environm. Contamin. Toxicol. 12, 745-751

BEAMISH, F.W.H. und P.S. MOOKHERJII, 1964

Respiration of fishes with special emphasis on
standard oxygen consumption. I. Influence of weight
and temperature on respiration of goldfish,
Carassius auratus L.

Can. J. Zool. 42, 161-175

BESCH, W.K. und I. JUHNKE, 1971

Un nouvel appareil d'étude toxicologique utilisant des carpillons.

Ann. Limnol. 7, 1-6

BESCH, W.K., LOSERIES, K.G., MEYER-WAARDEN, K. und W. SCHMITZ, 1974

Warntest zum Nachweis akut toxischer Konzentrationen von Wasserinhaltsstoffen.

Arch. Hydrobiologie 4, 551-565

BESCH, W.K., SCHREIBER, I. und D. HERBST, 1977

Der Hydropsyché-Toxizitätstest, erprobt an Fenethcarb. Schweiz. Z. Hydrol. 39, 69-85

BESCH, W.K., KEMBALL, A., MEYER-WAARDEN, K. und B. SCHARF, 1977

A biological monitoring system employing rheotaxis of fish. In Cairns, J., Jr., Dickson, K.L. and Westlake, G.F., Eds.: Biological monitoring of water and effluent quality, ASTM 607, American Society for Testing and Materials, 56-74

BISHAI, H.M., 1960

The effect of water currents on the survival and distribution of fish larvae.

J. Cons., Cons. Perm. Int. Explor. Mer 25, 134-146

BLAZKA, P., VOLF, M. und M. CEPELA, 1960

A new type of respirometer of the determination of the metabolism of fish in an active state.

Physiol. Bohemoslov. 9, 553-558

BRETT, J.R., 1964

The respiratory metabolism and swimming performance of young sockeye salmon.

J. Fish. Res. Board Can. 21, 1183-1226

BUCKSTEEG, W., THIELE, H., und K. STÖLTZEL, 1955

Die Beeinflussung von Fischen durch Giftstoffe aus Abwässern.

Vom Wasser 22, 194-211

- BUIKEMA, A.L.jr., LEE, D.R. und J. CLAIRNS jr., 1976
A screening bioassay using *Daphnia pulex* for
refinery wastes discharge into freshwater.
J. Test. Eval. 4, 119-125
- BURROWS, R.E., 1964
Effects of accumulated excretory products on
hatchery-reared Salmonids.
U.S. Dep. Int. Fish Wildl. Serv., Res. Rep. 66, 1-12
- BYRNE, J.E., 1970
Locomotor activity responses in juvenile sockeye
salmon, *Oncorhynchus nerka*, to melatonin Canad.
J. of Zoology, 48, 1425-1427
- CANTON, J.H. und W. SLOOF, 1977
The usefulness of *Limnea stagnalis* L. as a bio-
logical indicator in toxicological bio-assays
(Model substance a-HCH).
Water Res. 11, 117-121
- CARTER, L., 1962
Bioassay of trade wastes.
Nature, London, 196, 1304
- CLAIRNS, J., 1973
The Use of Fish as Sensors in Industrial Waste
Line to Prevent Fish kills.
Hydrobiologia, 41/2, 151-167
- CORTI, U.A. und M. WEBER, 1948
Die Matrix der Fische. II. Untersuchungen über
die Vitalität von Fischen.
Schweiz. Z. Hydrologie 11, 297-300
- CUMMINGS, W.C., 1963
Movement of captive fish in behaviour studies.
Trans. Amer. Fish. Soc. 92, 178-180

ERMISCH, R. und I. JUHNKE, 1973

Automatische Nachweisvorrichtung für akut toxische
Einwirkungen auf Fische im Strömungstest.

Gewässer und Abwässer, 52, 16-23

FRY, F.E.J. und J.S. HART, 1948

Crusing speed of goldfish in relation to water
temperature.

J.Fish Res. Board Can. 7, 169-175

GELLER, W., 1975

Die Nahrungsaufnahme von *Daphnia pulex* in Ab-
hängigkeit von der Futterkonzentration, der
Temperatur, der Körpergröße und dem Hungerzu-
stand der Tiere.

Arch. Hydrobiol. Suppl. 48, 47-107

DE GROOT, S.J. und A. SCHUYF, 1967

A new method for recording the swimming activity
in flatfishes.

Experientia 23, 574-576

GRUNDNER, H., 1954

Über die Einwirkung quaternärer Ammoniumver-
bindungen auf Fische und Fischnährtiere.

Diss. Tierärztl. Fak. Univ. München

HAFEEZ, M.A. und B.J. BARBER, 1976

A method for monitoring spontaneous locomotor
activity and resting behaviour in fishes.

Physiology and Behavior 16, 217-221

HAIDER, G., 1965

Zur Entstehung und Differenzierung von Kiemen-
schädigungen.

Z. Fischerei NF 8 112, 37-48

HALL, J.W., ARNOLD, J.C., WALLER, W.T. und J. CAIRNS jr., 1975

A procedure for the detection of pollution by
fishmovements.

Biometrics 31, 11-18

HALSBAND, E., 1955

Eine neue Methodik der Atemfrequenzmessung zur Untersuchung der Schädlichkeit von Abwassergiften.

Arch. f. Hydrobiol./Suppl. 22, 323-328

HAMMERSTINGL, J., 1951

Untersuchungen über die Giftigkeit von Phenol bei verschiedenen Karbonat-Härtegraden der Versuchslösung auf Karpfen und Schleien.

Diss. Tierärztl. Fak. Univ. München

HAMMOND, B.R. und C.P. HICKMAN jr., 1966

The effect of physical conditioning on the metabolism of lactate, phosphate, and glucose in rainbow trout, *Salmo gairdneri*.

J. Fish. Res. Board Can. 23, 65-83

HARRISS, R.C., WHITE, D.B. und R.B. MACFARLANE, 1970

Mercury compounds reduce photosynthesis by plancton.

Science 170, 736-773

HEMPEL, G., HEMPEL, J. und K. LILLELUND, 1956

Studien zur Tagesperiodik der Aktivität von Fischen. III. Eine einfache mechanische Registrieranordnung zur Untersuchung der Schwimmaktivität von Bodenfischen.

Kurze Mitt. Inst. f. Fischereibiologie Universität Hamburg, 6, 38-41

HEUSNER, A.A. und J.T. ENRIGHT, 1966

Long-term activity recording in small aquatic animals.

Science 154, 532-538

ITAZAWA, Y., 1971

An estimation of the minimum level of dissolved oxygen in water required for normal life of fish.

Bull.Jap.Soc.Sci.Fish. 37, 273-276

KLEEREKOPER, H., 1967a

Some aspects of olfaction in fishes with special reference to orientation.

Am. Zool. 7, 385-395

KLEEREKOPER, H., TIMMS, A.M., WESTLAKE, G.F., DAVY, F.B.,
MALAR, T. und V.M. ANDERSON, 1969

Inertial guidance system in the orientation of the goldfish (*Carassius auratus*).

Nature, London, 223, 501-502

KLEEREKOPER, H., TIMMS, A.M., WESTLAKE, G.F., DAVY, F.B.,
MALAR, T. und V.M. ANDERSON, 1970

An analysis of locomotor behaviour of goldfish (*Carassius auratus*).

Animal. Behav. 18, 317-330

KLINGLER, K., 1957

Natriumnitrit, ein langsam wirkendes Fischgift.

Schweiz. Z. Hydrol. 19, 565-578

KNÖPP, H., 1961

Vergleichend-experimentelle Untersuchungen über die Giftigkeit, das Schaumbildungsvermögen und den Abbau verschiedener Detergentien im Flußwasser.

Deutsche Gewässerkundl. Mitt. 1, 1-9

LILLELUND, K., 1967

Messungen der Aktivität von Fischen mit Hilfe magnetischer Marken.

Ber. dt. Wiss. Komm. Meeresforschung 19, 1-12

LINDAHL, P.E. und E. SCHWANBOM, 1971a

Eine Methode zur Erkennung und Abschätzung subletaler Vergiftungen bei lebenden Fischen.

Oikos (Kbh) 22, 210-214

- LINDAHL, P.E., OLOFSSON, S. und E. SCHWANBOM, 1976
Improved rotatory-flow technique applied to cod
(Gadus, morrhua L.).
Water Res. 10, 833-845
- MANN, H., 1955
Die Einwirkung von grenzflächenaktiven Wasch-
mitteln auf Fische und Fischnährtiere.
Arch. Fischereiwiss. 6 131-137
- MANN, H., 1962
Die Bedeutung der synthetischen Waschmittel
(Detergentien) für die Fischerei.
Fischwirt 12, 237-240
- MANN, H., 1965
Die Bedeutung der Waschmittel für die Fischerei.
Fette - Seifen - Anstrichmittel.
Ernährungsindustrie 67, 977-980
- MANN, H., 1975
Der Goldorfentest. Deutscher Vorschlag zur Prüfung
der Wirkung von chemischen Stoffen auf Fische.
Vom Wasser 44, 1-13
- MATHUR, G.B. und B. D. SHRIVASTAVA, 1970
An improved activity meter for the determination
of standard metabolism in fish.
Trans. Am. Fish. Soc. 99, 602-603
- MEFFERT, D., 1968
Ultrasonic recorder for locomotor activities.
Trans. Am. Fish. Soc. 97, 12-17
- MORTIMER, C.H., 1956
The oxygen content of air-saturated fresh waters,
and aids in calculating percentage saturation.
Mitt. Int. Verein. Limnol. 6, 23-46

MURPHY, J.S., 1970

A general method for the monoxenic cultivation
of the Daphniidae.

Biol. Bull. 139, 321-332

MURPHY, P.G. und J.S. MURPHY, 1971

Correlations between respiration and direct
uptake of DDT in the mosquitofish *Gambusia affinis*.

Bull. Environm. Contamin. Toxicol. 6, 581-586

PETRY, H., 1970a

Verfahren und Vorrichtung zur Bewegungsmessung
von Tieren mit Hilfe von induzierten Spannungen.

DBP Nr. 2013898 vom 23.03.1970

PETRY, H., 1970b

Motilitätsmessungen bei Tieren mit Hilfe indu-
zierter Spannungen.

Die Naturwissenschaften 57, 313-314

PETRY, H., 1970c

Registrierung von Körperbewegungen bei Tieren mit
Hilfe induzierter Spannungen.

Z. Tierphysiol., Tierernährg. und Futtermittel-
kunde 26, 299-303

PETRY, H. und W. RAPP, 1971

Zur Problematik der Chromoxidbestimmung in Ver-
dauungsversuchen.

Z. Tierphysiol., Tierernährg. und Futtermittel-
kunde 27, 181-189

PETRY, H., 1975

Motilitätsmessungen an Forellen mit Hilfe in-
duzierter Spannungen im Hinblick auf eine konti-
nuierliche Gewässerkontrolle.

Tierärztl.Praxis 3, 93-98

PETRY, H., 1976

Versuche zur meßtechnischen Erfassung von Fisch-
giften.

Fisch und Umwelt 2, 175-181

PETRY, H., 1977

Magnet-markierte Testfische als Schadstoffindikatoren.

Z. Landw. Forsch., Sonderheft 34/1, 273-279

REICHENBACH-KLINKE, H.H., 1965

Der Phenolgehalt des Wassers in seiner Auswirkung auf den Fischorganismus.

Arch. Fischereiwiss. 16, 1-16

REICHENBACH-KLINKE, H.H., 1967

Untersuchungen über die Einwirkung des Ammoniakgehalts auf den Fischorganismus.

Arch. Fischereiwiss. 17/2 122-132

REICHENBACH-KLINKE, H.H., 1971

Der Fisch als Indikator der Umwelt.

Wasser- und Abwasserforschung 4, 12-15

REIMANN, K., 1974

Ein neuer Aquarientyp für fischtoxikologische Untersuchungen im Durchflußbetrieb.

gwf-wasser/Abwasser 115, 456-458

REUSS, H., 1909

Über die Schädlichkeit der Kohlensäure für Fische.

Allg. Fischerei-Ztg. 34, 221-225

ROTH, L.E. und Y. SHIGINAKA, 1970

Microtubules in the Heliozoan axopodium II

Rapid degradation by cupric and nickelous ions.

J. Ultrastructure Res. 31, 356-374

RUHLAND, M.L. und A. HEUSNER, 1959

Chambre respiratoire pour la détermination simultanée de l'activité et de la consommation d'oxygène par une méthode manométrique chez des poissons de 3-10g.

C.R. Soc. Biol. 153, 161-164

SAUNDERS, R.L., 1961

The irrigation of the gills in fishes.

Can. J. Zool. 39, 637-653

SCHÄPERCLAUS, W., 1926

Karpfenerkrankungen durch saures Wasser in Heide-
und Moorgegenden.

Z. Fischerei 24, 493-520

SCHÄPERCLAUS, W., 1954

Fischkrankheiten, 3. Aufl., Berlin

SCHAUMBURG, F.D., HOWARD, T.E. und C.C. WALDEN, 1967

A method to evaluate the effects of water
pollutants on fish respiration.

Water Res. 1, 731-737

SCHERER, E., 1975

Overhead-light intensity and vertical positioning
of the walleye *Stizostedion vitreum vitreum*.

J. F. Res. Board Can. 33, 289-292

SCHIEMENZ, F., 1937

Saures Wasser in säuregefährdeten Teichwirtschaften.

Fischereizeit. 40, 17-21

SCHMEING-ENGBERDING, F., 1951

Die Vorzugstemperaturen einiger Knochenfische und
ihre physiologische Bedeutung.

Diss. Münster

SCHULZ, D., 1977

Durch Sauerstoffmangel (Hypoxydase) hervorgerufene
pathologische Veränderungen an den Organen von
Karpfen.

Fisch und Umwelt 4, 49-58

SCHWEIGER, G., 1957

Die toxikologische Einwirkung von Schwermetall-
salzen auf Fische und Fischnährtiere.

Arch. Fischereiwiss. 8, 54-78

SHIRER, H.W., CAIRNS, J.Jr. und W.T. WALLER, 1968

A simple apparatus for measuring activity patterns of fish.

Warer Res. Bull. 4, 27-43

SIERP, F. und H. THIELE, 1954

Der Einfluß von grenzflächenaktiven Substanzen auf die Abwasserreinigung und auf die Selbstreinigung der Flüsse.

Wasser 21, 197-246

SPOOR, W.A., 1946

A quantitative study of the relationship between the activity and oxygen consumption of the goldfish, and its application to the measurement of respiratory metabolism in fishes.

Biol. Bull. (Woods Hole, Mass.) 91, 312-325

SPOOR, W.A., NEIHEISEL, T.W. und R.A. DRUMMOND, 1971

An elektrode chamber for recording respiratory and other movements of free-swimming animals.

Trans. Amer. Fish. Soc. 100, 22-28

THOMAS, A.E., BURROWS, R.E. und H.H. CHENOWETH, 1964

A device for stamina measurement of fingerling salmonides.

Bur. Sport Fish. Wildl. (U.S.), Res. Rep. 67, 1-15

TRUSSEL, R.P., 1972

The percent un-ionized ammonia in aqueous ammonia solutions at different pH levels and temperatures.

J. Fish. Res. Board Can. 29, 1505-1507

VIVIER, A., 1972

Monitoring water pollution. The observation post at Boran-sur-Oise.

Proc. 6th Int. Conf. on Water Pollution Res. 21, 799-807

- WILSON, R.P., ANDERSON, R.O. und R.A. BLOOMFIELD, 1969
Ammonia toxicity in selected fishes.
Comp. Biochem. Physiol. 28/2, 107-118
- WUHRMANN, K. und H. WOKER, 1948
Beiträge zur Toxikologie der Fische. II. Experimentelle Untersuchungen über die Ammoniak- und Blausäurevergiftung.
Schweiz. Z. Hydrol. 11, 210-244
- WUHRMANN, K. und H. WOKER, 1950
Die Giftigkeit von Phenol für verschiedene Fischarten.
Schweiz. Z. Hydrol. 12, 271-287
- ZAHNER, R., 1962
Über die Wirkung von Treibstoffen und Ölen auf Regenbogenforellen.
Vom Wasser 29, 142-177

Für die Überlassung von Arbeitsmöglichkeiten zur Durchführung meiner Untersuchungen möchte ich Herrn Prof. Dr. H. Zucker herzlich danken, sowie auf die guten Arbeitsbedingungen im Institut hinweisen.

Mein besonderer Dank gilt Herrn Priv.-Doz. Dr. Dr. habil. H. Petry für seine ständige Hilfsbereitschaft und interessierte Förderung der vorliegenden Arbeit.

Ebenso möchte ich Herrn Dr. F. Braun, Bayerische Landesanstalt für Wasserwirtschaft, und allen, die zum Gelingen dieser Arbeit beigetragen haben, herzlich danken.

LEBENS LAUF

23.01.1951 geboren in München
Vater Dr. Otto Eichelberger
Arzt für Allgemeinmedizin
Mutter Anna-Marie Eichelberger
geb. Hüttig

1957 - 1971 Besuch der Rudolf Steiner-Schule
München

19.06.1971 Abitur am Oskar von Miller-Gymnasium,
München

WS 1971/72 Immatrikulation an der Ludwig-Maximilians-
Universität München im Fachbereich Philosophie

WS 1973/74 Studium im Fachbereich Chemie

WS 1974/75 Studienbeginn im Fachbereich Tiermedizin

23.10.1979 Staatsexamen in Tiermedizin

10.01.1980 Approbation als Tierarzt

März 1980 -
Dez. 1980 Beschäftigung als wissenschaftliche Hilfskraft
am Institut für Physiologie, Physiologische
Chemie und Ernährungsphysiologie des Fachbe-
reichs Tiermedizin der Universität München

